

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME
D'INGENIEUR D'ETAT EN SCIENCES DE LA MER

Spécialité : ENVIRONNEMENT MARIN

Thème :

**La corrélation entre les paramètres physiques et la densité de
microplancton dans la côte Algérienne
(région centrale)**

Présenté par:

- Abderrahim Hanane
- Tari Zahra

Soutenu le 28/09/2015 devant le jury suivant :

Mr BACHARI N.I.	Professeur	(U.S.T.H.B)	Président
M ^{me} BACHARI HOUMA F.	Professeur	(ENSSMAL)	Examinatrice
M ^{me} BOUDJELLAL N.	Doctorante	(ENSSMAL)	Examinatrice
Mr FIRAD B.Y.	Doctorant	(U.S.T.H.B)	Promoteur
M ^{me} CHALA A.	Doctorante	(U.S.T.H.B)	Co-Promotrice

2014/2015

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME
D'INGENIEUR D'ETAT EN SCIENCES DE LA MER

Spécialité : ENVIRONNEMENT MARIN

Thème :

**La corrélation entre les paramètres physiques et la densité de
microplancton dans la côte Algérienne
(région centrale)**

Présenté par:

- Abderrahim Hanane
- Tari Zahra

Soutenu le 28/09/2015 devant le jury suivant :

Mr BACHARI N.I.	Professeur	(U.S.T.H.B)	Président
M ^{me} BACHARI HOUMA F.	Professeur	(ENSSMAL)	Examinatrice
M ^{me} BOUDJELLAL N.	Doctorante	(ENSSMAL)	Examinatrice
Mr FIRAD B.Y.	Doctorant	(U.S.T.H.B)	Promoteur
M ^{me} CHALA A.	Doctorante	(U.S.T.H.B)	Co-Promotrice

2014/2015

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Remerciement

Nous tenons en premier lieu à remercier le **BON DIEU** de nous avoir procuré : santé, patience et surtout courage pour accomplir ce travail, ainsi aux membres de nos familles qui nous ont soutenus durant ce petit séjour.

Ensuite, nous adressons nos remerciements à notre promoteur Monsieur **Firad B. Y.** et notre Co promotrice Madame **Chala A.** pour l'intérêt qu'il portait à ce travail et aux membres du jury : à notre président du jury : Monsieur **Bachari N.I.** a qui nous sommes très reconnaissant déjà pour nous avoir accueillis dans son laboratoire au niveau de Bab Zouar et de nous avoir guidé durant ce travail et ces conseils qui nous été indispensables, à nos examinatrices Madame **Bachari Houma F.** Et Madame **Boudjellal N.** Qui nous en fait honneur de juger ce travail

Nos vifs remerciements aussi à Monsieur **Hamdache M.** et Madame **Mokrane Z.** du centre nationale de recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture « **CNRDPA** » pour l'énorme aide qui nous en porté pour réaliser ce travail. Et a tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

Je dédie ce travail, d'abord à mes très chers parents pour m'avoir donnés le goût aux études et m'avoir apportés un grand support moral lors de la rédaction de ce mémoire et tout au long de mes études, qu'ils trouvent ici l'expression de mon profond Amour.

*A la mémoire de mes grands parents **Ahmed** et **Fatma Zohra**, Que Dieu les accueille dans son vaste paradis.*

*A mon frère aimé **Mohamed**, mes sœurs **Fayza**, **Ahlem**, et ma cadette préférée **Wassila**.*

A mon binôme, avec qui j'ai eu le plaisir de partager tout les bons moments et tous les sacrifices et aussi toute sa famille.

*A mes très chers amis: **Ibtisseem(Nawel)**, **Adlane**, **Skander**, **Basset**, **Aziz**, **Siham**, **Houda**, **Fazo**. Et toute la promotion Environnement*

Hanane

Dédicace

Je dédie ce modeste travail : d'abord a la mémoire de ma grand_ mère (yema lekbira) Et que Dieu l'accueille dans son vaste paradis

A mes parents qui m'ont toujours soutenu avec amour et surtout en cru en ma réussite, que dieu les bénissent

A mon binôme Hanane avec qui j'ai partagé mes moments ainsi qu'à toute sa famille

A mes sœurs, et mes frères ainsi qu'à mes neveux Lyad et Ryadh et ma nièce Fidaa

Sans oublier mes amis de l'ENSSMAL : Nawal, Adlane, Skander, Basset et Aziz et toutes la promotion environnement

et tout ceux que ma plume a oublié...

Zahra

Sommaire

Liste de figures

Liste de tableaux

Introduction.....11

Chapitre I : la zone d'étude

I. La mer méditerranéenne.....14

I.1.Situation géographique.....14

I.2.Morphologie.....14

I.3.Climatologie.....15

I.4.Hydrologie.....15

I.4.1.Les masse d'eau.....15

I.4.2. Circulation.....16

II. Le bassin Algérien.....16

II.1.Situation géographique.....16

II.2.Caractéristiques des fonds.....18

II.3.Hydrologie.....18

II.3.1.Les masses d'eau.....18

II.3.2.Circulation.....18

Chapitre II : Généralités

I. Les paramètres physiques.....21

I.1.Température.....21

I.2.Salinité.....21

II. Généralités sur les communautés microplanctonique21

II.1.Définition.....21

II.1.1.Le plancton.....21

II.1.2.Le microplancton.....22

II.2.Le microphytoplancton.....22

II.2.1.Rôle des pigments chez les organismes phytoplancton.....22

II.2.2.Les différents groupes de microphytoplancton.....23

II.2.2.1.Les diatomées23

II.2.2.2. Les dinoflagellés (ou péridiniens)23

II.3.Le microzooplancton.....25

II.3.1.Le régime alimentaire.....25

II.3.2.Le rôle de microzooplancton.....25

II.3.3.Les différents groupes de microzooplancton.....26

II.3.3.les protozoaires.....26

II.3.3.1.1.Les foraminifères.....26

II.3.3.1.2.Les ciliées.....26

II.3.3.1.3.Dinoflagellés hétérotrophes.....28

Chapitre III : Matériels et méthodes

I.Prélèvement.....30

II. Mesure des paramètres physiques.....30

III.Fixation.....31

IV.Méthode d'étude.....31

IV. Analyse des échantillons.....	31
IV.2. Homogénéisation de l'échantillon.....	31
IV.3. Préparation des sous échantillons.....	31
IV.4. Homogénéisation des sous échantillons à faire sédimenter.....	32
IV.5. Remplissage de la chambre de sédimentation.....	32
IV.6. Sédimentation.....	32
V. Microscope inversé.....	34
VI. Etude des peuplements microplanctonique.....	34
VI.2. Analyse qualitative	34
VI.2. Analyse quantitative.....	35
VI.2. Méthode univariées.....	35
VI.3.1. Richesse spécifique.....	35
VI.3.2. Indice de diversité	35
VI.3.2.1. Indice de diversité de Shanon _Wiener H'(1948).....	35
VI.3.3. Indice d'équitabilité de Pielou (j')... ..	36
VII. Analyse statistique.....	36
VII.1. Analyse en composante principale (ACP).....	36
VII.2. Analyse factorielle des correspondances (AFC).....	38
VII.3. Classification Ascendante Hiérarchique (CAH).....	37
Chapitre IV : Résultats et discussion	
I. Analyse qualitative des microplanctons.....	39
I.1. Groupe floristique.....	39
I.1.1. Les diatomées	39
I.1.2. Les dinoflagellés (ou les péridiniens).....	40
I.2. Groupe faunistiques.....	41
II. Analyse quantitative.....	44
III. Dynamique de la communauté du microplancton.....	46
III.1 Composition taxonomique du microplancton	46
III.2. Structure de la communauté microplancton.....	49
III.2.1. Indice de diversité.....	49
III.2.2. Indice d'équitabilité.....	49
III.2.3. Richesse spécifique.....	49
IV. Analyse en composante principale.....	50
V. Analyse des correspondances factorielles (AFC) et classification ascendante hiérarchique (CAH).....	53
V.1. Analyse des correspondances factorielles (AFC).....	54
VI. Classification ascendante hiérarchique (CAH).....	58
VIII. Discussion générale	62
VIII.1. L'étude de la dynamique du microplancton en relation avec les paramètres physiques.....	62
VIII.2. Relation du plancton avec le milieu.....	63
VIII.2.1. Relation plancton – salinité.....	63
VIII.2.2. Relation plancton – température.....	63

Conclusion.....	65
Bibliographie.....	68
Annexe.....	79

Liste des figures

Figure 1 : Carte de la mer Méditerranée (Hmida, 2005).....	14
Figure 2 : Carte du bassin algérien (A : région Ouest ; B : région Centre ; C : région Est) (Hmida, 2005).....	16
Figure 3 : Circulation de la MAW et de la MIW (Milot, 1999).....	18
Figure 4 : Morphologie d'un dinoflagellé (Horner, 2005).....	24
Figure 5 : Les différentes stations de prélèvement.....	30
Figure 6 : CTD type (Sea-Bird SBE 19 plus).....	30
Figure 7 : Elimination de surnagent.....	31
Figure 8 : Pilulier contenant un échantillon a analysée.....	31
Figure 9 : Chambre de sédimentation.....	32
Figure 10 : Observation identification et dénombrement du microplancton.....	32
Figure 11 : Technique d'observation de la cuve.....	33
Figure 12 : Microscope inversé type OPTIKA, avec caméra numérique utilisé dans cette étude.....	34
Figure 13 : Proportion des trois groupes de microplanctons au niveau des stations étudiées.....	39
Figure 14 : <i>Ceratium fusus</i>	42
Figure 15 : <i>Ceratium furca</i>	42
Figure 16 : <i>Spirodinium fusus</i>	42
Figure 17 : <i>Alexandrium</i> sp.....	42
Figure 18 : <i>Nitzschia</i> sp.....	42
Figure 19 : <i>Bacteriastrum delicatulum</i>	42
Figure 20 : <i>Chaetoceros</i> sp.....	42
Figure 21 : Distribution spatio-temporelle des différents groupes microplanctoniques.....	48
Figure 22 : Évolution des valeurs moyennes mensuelles de l'indice de Shannon (H') et de l'indice de Shannon maximal (H'max) au niveau des stations.....	50
Figure 23 : Valeurs propres et Variabilité cumulé (%) en fonction des axes principaux.....	51
Figure 24 : L'analyse en composantes principales des différents groupes microplanctoniques en relation avec les facteurs environnementaux (F1 et F2).....	52
Figure 25 : L'analyse en composantes principales des différents groupes microplanctoniques en relation avec les facteurs environnementaux (F1 et F3).....	53
Figure 26 (a) : L'analyse factorielle des correspondances des différentes espèces microplanctoniques identifiées en relation avec les stations d'échantillonnages (F1 et F2)....	56
Figure 26 (b) : L'analyse factorielle des correspondances des différentes espèces microplanctoniques identifiées en relation avec les stations d'échantillonnages (F1 et F3)....	56
Figure 26 (c) : L'analyse factorielle des correspondances des différentes espèces microplanctoniques identifiées en relation avec les stations d'échantillonnages (F2 et F3)....	57
Figure 27 : Le dendrogramme des différentes classes des espèces récoltées dans notre site d'étude.....	58
Figure 28 : L'analyse en dendrogramme des espèces récoltées dans notre site d'étude durant toutes les périodes d'échantillonnage.....	60

Figure 29: Profil des classes dans les différentes stations de prélèvement.....	61
Figure 30: Répartition spatiale des taux microplanctoniques (%) dans les différentes stations étudiées.....	63

Liste des tableaux

Tableau 1 : Distribution temporelle des espèces récoltées.....	43
Tableau 2: Nombre et pourcentage cellulaire des groupes microplanctoniques.....	44
Tableau 3 : Espèces de microplancton dominantes par groupe et par station.....	45
Tableau 4: Liste, effectifs des différents groupes des microplanctons rencontrés dans les différentes stations.....	47
Tableau 5: Indices s de Shannon (H' en bits/ind), Equitabilité (J') et Richesse spécifique (S) de différentes stations étudiées.....	49
Tableau 6: Statistiques descriptives.....	50
Tableau 7: Matrice de corrélation (Pearson (n)).....	51
Tableau 8: Valeurs propres.....	51
Tableau 9: Contributions absolues des principales stations et espèces aux premiers axes de l'AFC réalisée sur la matrice formée de 44 lignes (espèces) et 7 colonnes.....	54
Tableau 10: Valeurs propres et pourcentages d'inertie.....	54
Tableau11 : Principales classes d'espèces développées.....	58
Tableau 12 : Les objets centraux.....	60

Introduction

Le microplancton (20-200 μm) se définit comme l'ensemble des organismes pélagiques aussi bien végétaux (microphytoplancton) qu'animaux (microzooplancton), qui sont entraînés par les courants et les masses d'eau (**Lakkis, 2004**).

Le microphytoplancton est constitué de microorganismes unicellulaires autotrophes composés essentiellement de diatomées et de dinoflagellés autotrophes (**Frontier et al., 1992**), qui jouent un rôle important dans les écosystèmes pélagiques côtiers. En effet, de par sa position de principal producteur primaire des océans, il est en général, à la base des réseaux trophiques. Ces microorganismes sont capables de réaliser la photosynthèse et de produire tous les constituants nécessaires à la cellule en utilisant l'énergie lumineuse et des nutriments inorganiques.

Le microzooplancton est un groupe d'organismes hétérotrophes et mixotrophes qui comprend de nombreux protistes, essentiellement les Ciliés (**Zaitsev, 1971**) et les dinoflagellés hétérotrophes (**Hardy, 1973**). Traditionnellement, les microzooplanctontes ont été relégués au rang des contributeurs secondaires lors de la description de la dynamique des écosystèmes marins, en particulier ceux des eaux de production. En fait, les études récentes indiquent que les quelques Dinoflagellés hétérotrophes et les Ciliés ont un rôle importants dans les cycles géochimiques des éléments bioactifs marins (**Sherr et Sherr, 2002; Calbet et Landry, 2004**). le microzooplancton occupent une position clé dans les réseaux trophiques marins : comme grands consommateurs de la production primaire, (**Calbet et Landry, 2004**) ; comme intermédiaires entre producteurs primaires et les copépodes (**Giffor, 1991; Calbet et Saiz, 2005**) et en tant que composantes essentielles de la boucle microbienne (**Azam et al., 1983; Sherr et Sherr, 2002**).

Or la répartition du microplancton est fonction de facteurs de régulation (facteurs de contrôle) de nature physique (température, salinité). Il paraît nécessaire d'étudier, en conditions naturelles, la composition spécifique et la dynamique temporelle des populations microplanctoniques en relation avec les facteurs environnementaux.

Alors comment procède-t-on pour connaître l'influence des facteurs environnementaux sur la répartition des populations microplanctoniques?

A cet effet, le présent travail s'inscrit dans une démarche de détermination de la structure microplanctonique de la côte algérienne centrale. Le but principal de cette étude est de faire une évaluation qualitative qui considère la composition spécifique des populations d'une part et d'autre part la répartition de la communauté microplanctonique en relation avec la variabilité environnementale. Ainsi le travail est divisé en quatre chapitres qui sont les suivants :

❖ Chapitre 1 : Zone d'étude

Nous présentons dans ce chapitre notre zone d'étude avec ses différentes propriétés ce qui permet de mieux maîtriser les moyens mobilisés et de mieux comprendre les résultats obtenus.

Introduction

❖ Chapitre 2 : généralités

Dans ce chapitre nous définissons les différents paramètres nécessaires pour la bonne compréhension du contexte biologique et physique de ce travail. Ainsi quelques notions sur la communauté microplanctonique ou nous allons parler de ces différents groupes et le rôle que joue ces compartiments en milieu marin.

❖ Chapitre 3 : Matériel et méthodes

Ce chapitre décrit les différents moyens utilisés pour l'évaluation des facteurs environnementaux qui agissent sur la structure et la dynamique des communautés planctoniques au niveau des sites d'étude. Ainsi que les méthodes d'analyses de microplancton qui ont permis d'avoir les résultats voulu.

❖ Chapitre 4 : Résultats et discussion

Nous présentons dans ce chapitre les résultats obtenus à partir les analyses de la communauté microplanctonique :

- qualitative qui traite l'identification et la détermination des espèces planctoniques, permettant de décrire la diversité des populations au sein de la communauté;
- quantitative qui nous a permis d'estimer l'abondance des différentes espèces identifiées dans les différentes stations.
- Distribution du microplancton, Cette étude sera corrélée aux facteurs environnementaux à l'aide des analyses statistiques.

Chapitre I

Présentation de la zone d'étude

I. La mer Méditerranée

I.1. Situation géographique

La Méditerranée est comprise entre 30° et 44° Nord (Figure 1), excepté l'Adriatique qui atteint 46° Nord. C'est une mer presque fermée qui communique avec l'Océan Atlantique par le détroit de Gibraltar, large de 14km et profonde de 286m ; elle est en relation avec la Mer Noire par les Dardanelles et le Détroit du Bosphore. Elle a une superficie de 2 966 000km² pour une longueur de 3860 km, de Gibraltar à la côte orientale de la mer Noire et une largeur moyenne d'environ 700 km ; elle est maximale entre Trieste et la grande Syrte (1665km). La mer Méditerranée communique avec l'océan Atlantique par le détroit de Gibraltar. Cet étroit passage ne permet pas d'importants échanges d'eau entre les deux bassins. Au sud-est l'unique relation avec la mer Rouge est le canal artificiel de Suez (**Rossi, 2008**).

La profondeur moyenne de la Méditerranée est de l'ordre de 1430 mètres à l'exception de la fosse de Matapan (Mer Ionienne) qui atteint 4404 mètres. Traditionnellement, elle comporte deux régions ou bassins : le bassin occidental et le bassin oriental, que sépare le seuil siculo-tunisien. Actuellement, la Méditerranée est divisée en trois bassins :

- le bassin Algéro-Provençal et Tyrrhénien, situé à l'ouest ;
- le bassin Adriatico-Ionien formé par la Mer Adriatique et la Mer Ionienne, situé au centre ;
- le bassin Egée-Levantini constitué par la mer Egée et le bassin du Levant à l'Est (**Crise et al., 1999**).

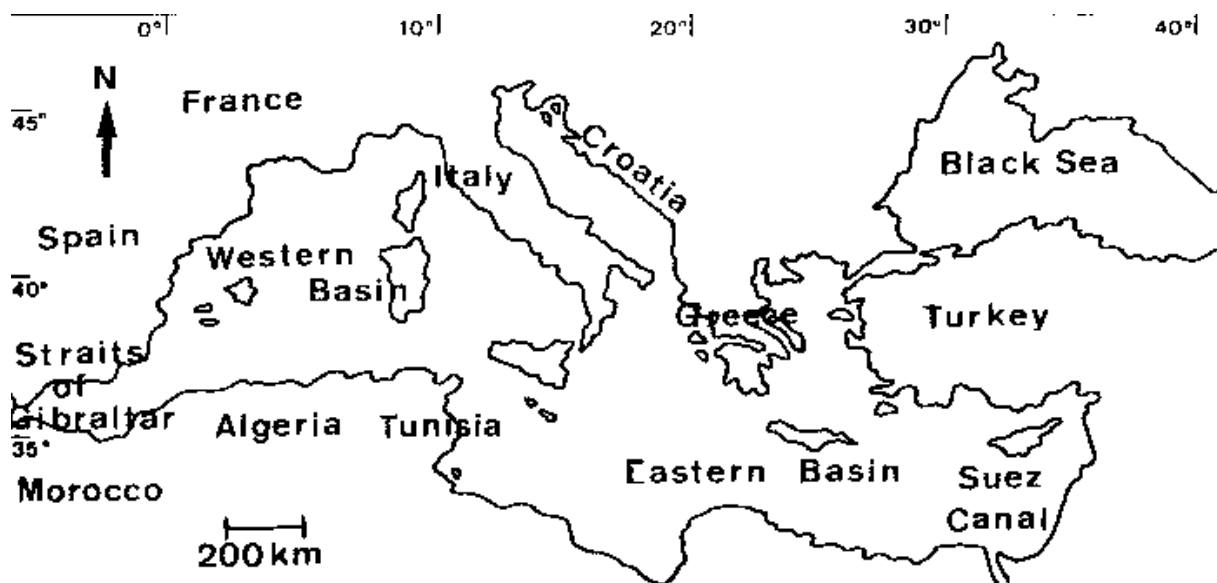


Figure 1 : Carte de la mer Méditerranée (**Hmida, 2005**).

I.2. Morphologie

Les différents bassins de cette mer sont assez profonds ; ils sont souvent occupés par des plaines bathyales discontinues ; celles-ci sont souvent accidentées faisant l'objet de volcanisme, cas de la Mer Tyrrhénienne, ou alors elles sont irrégulières, comportant des plateaux et des fosses (cas de la Mer Ionienne).

La mer tyrrhénienne est un bassin de forme triangulaire entouré par la péninsule italique, la Sicile, la Sardaigne et la Corse qui la séparent du bassin algéro-provençal.

La plate-forme continentale, généralement très étroite, présente cependant un certain développement au nord de l'archipel toscan et entre l'île de Lipari et la Sicile.

Ailleurs la pente du talus est importante et les profondeurs atteignent 3500 mètres. Le fond de nature vaseuse est caractérisé par de fortes irrégularités et présente diverses fosses, dorsales et reliefs sous-marins.

Le canal tuniso-sicilien est un bras de mer situé entre la Sicile et la Tunisie, un seuil dont l'étendue est maximale (150 km) entre Marsala et Cap Bon. La profondeur de 200 mètres au niveau du détroit, peut atteindre 3000 mètres. Les eaux de cette région, à salinité élevée pour des températures variant de 15°C à 25°C, sont très productives (apport massif de nutriments) (Jacq *et al.*, 1986, Quéguiner *et al.*, 2011).

I.3. Climatologie

La Méditerranée est située à une latitude qui la met au contact de climats tempérés et tropicaux. Son climat est caractérisé par des hivers humides et des étés chauds et secs. La climatologie s'explique par la circulation atmosphérique (Hmida, 2005).

I.4. Hydrologie

L'évaporation annuelle est toujours, en moyenne, plus importante que les apports des précipitations ou des rivières d'où une salinité plus grande que celle de l'océan mondial, avec une valeur supérieure à 37 p.s.u. Ce phénomène va entraîner, grâce à l'arrivée d'eau nord-atlantique, une circulation superficielle du type cyclonique. Ces eaux nord-atlantiques de surface qui pénètrent en Méditerranée par le Déroit de Gibraltar sont soumises, au cours de leur trajet à travers les différents bassins, aux variations des conditions climatiques qui modifient leur température et leur salinité. Sous la thermocline la température des eaux reste pratiquement homogène (environ 13°C) particulièrement dans le bassin occidental. En Méditerranée orientale, elle est moins homogène car les eaux intermédiaires et profondes ont une température qui varie de 13°C à 16°C. De même, les plus fortes salinités se rencontrent dans le bassin levantin tandis que les plus faibles se trouvent dans la Mer Adriatique et la Méditerranée Occidentale (Béthoux et Gentili, 1999).

I.4.1. Les masses d'eau

Selon la répartition verticale et horizontale de la température, de la salinité et de la densité, en Méditerranée on distingue trois masses d'eau qui se superposent :

-les masses d'eau de surface formées par des eaux qui pénètrent par le Déroit de Gibraltar ; de faible salinité, ces eaux se mélangent aux eaux sub-superficielles de plus forte salinité et constituent une couche de 150 à 250m d'épaisseur.

-les masses d'eau intermédiaires, appelées eaux hivernales dans le bassin occidental, se rencontrent entre 200 et 600m de profondeur et constituent une relicte des eaux intermédiaires levantines (formées dans le bassin oriental) caractérisées par une température variant entre 15°C et 18°C, pour une salinité allant de 38,8 p.s.u. à 39,1 p.s.u.

-les masses d'eau profondes, situées au-delà de 500m dans le bassin occidental et de 700m dans le bassin oriental, résultent de plongées d'eau superficielle et intermédiaire refroidies

sous l'action de phénomènes atmosphériques d'hiver sur la bordure septentrionale de la mer (Crise *et al.*, 1999).

I.4.2. Circulation

En Méditerranée il existe :

- une circulation de surface ;
- une circulation sub-superficielle qui concerne les masses d'eau intermédiaire et les masses d'eau profonde.

En outre, les marées sont en général absentes et lorsqu'elles existent, elles sont très faibles ; les courants qu'elles induisent sont négligeables, excepté dans les parages de Gibraltar.

Deux principales forces permettent d'une part l'entrée d'eau nord-atlantique en Méditerranée et d'autre part la sortie des eaux méditerranéennes vers l'Océan Atlantique :

- la première force est la conséquence du très bas niveau de la mer par rapport à celui de l'Océan Atlantique, due à une très forte évaporation ;
- la deuxième force est relative à l'existence d'une pression interne dirigée vers l'extérieur de la mer due à des eaux profondes méditerranéennes très denses.

Par ailleurs, les forces thermo-halines créées par la structure hydrographique des masses d'eau sont très importantes en Méditerranée et c'est ainsi que le courant de surface des eaux nord-atlantiques se dirige vers l'Est, tandis que les eaux intermédiaires levantines et les masses d'eau profondes occidentales s'orientent vers l'Ouest ; les eaux profondes orientales, elles circulent vers l'Est (Hmida, 2005).

II. Le bassin algérien

II.1. Situation géographique

Le bassin algérien est localisé au sud du bassin occidental méditerranéen à une latitude de 35° à 40° Nord pour une longitude de 2° Ouest à 7° 45' Est. Il est situé à l'est de la Mer d'Alboran, entre l'Algérie au sud, les Iles Baléares au nord ouest et la Sardaigne au nord est (Benzohra et Millot, 1995).

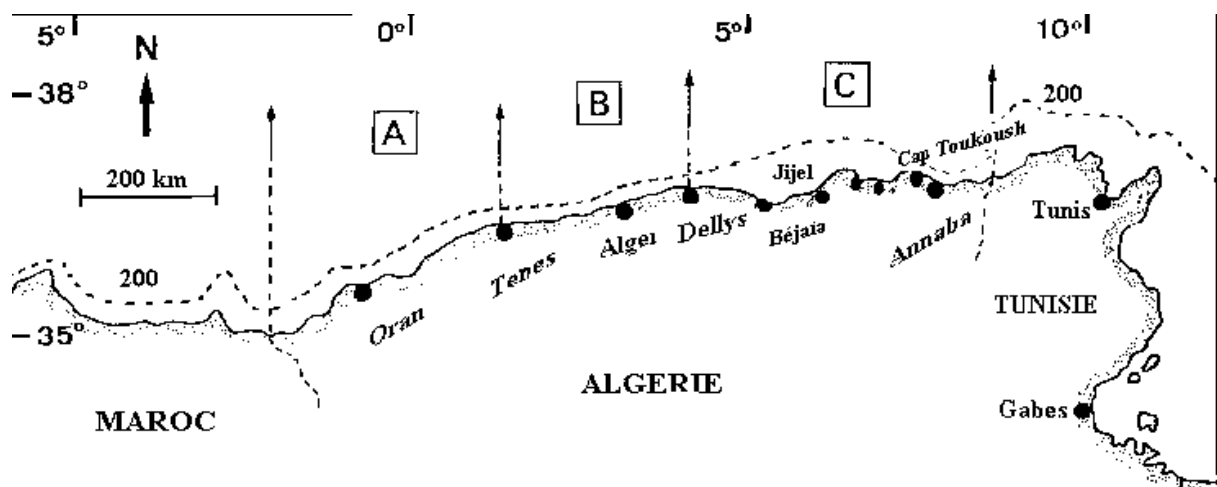


Figure 2 : Carte du bassin algérien (A : région Ouest ; B : région Centre ; C : région Est) (Hmida, 2005).

Ainsi la côte peut se diviser en trois grands secteurs (Figure 2):

- le secteur occidental : de la frontière algéro-marocaine à l'ouest jusqu'à Ténès à l'est.
- le secteur central : de Ténès à Dellys.
- le secteur oriental : de la zone de Dellys à l'Ouest jusqu'à la frontière algéro-tunisienne à l'Est.

II.2. Caractéristiques des fonds

La côte algérienne se caractérise par une nature essentiellement rocheuse. De petites chaînes de montagne séparent certaines plaines (comme la Mitidja et la plaine d'Annaba) du rivage. La topographie sous-marine correspond à celle de la côte (**Lalami, 1979**) :

- une succession de baies d'importance inégale présentent un fond à substrat meuble, favorable aux arts traînants. Ces fonds s'étendent en pente douce jusqu'à l'isobathe 800m bien que souvent interrompus de vallées sous-marines ;
- des fonds rocheux avec des fosses profondes, correspondant aux zones littorales montagneuses.

Les différents secteurs de la côte sont caractérisés par un plateau continental très réduit, voire absent. Le talus continental est très étroit ; sa largeur est d'environ 10 milles marins. Les fonds de 100m sont situés à moins de 5 milles marins des côtes. Cependant dans le golfe d'Arzew à l'Ouest et celui d'Annaba à l'Est, le talus est en pente douce et s'étale sur une grande distance.

II.3. Hydrologie

Le bassin algérien constitue une zone clé pour la circulation générale dans la Méditerranée occidentale (**Puillat et al., 2002**), un réservoir où l'eau d'origine atlantique s'accumule avant de s'écouler vers le nord et vers l'est (**Millot, 1985**).

II.3.1. Les masses d'eau

Dans le bassin algérien, quatre masses d'eaux ont été mises en évidence par divers auteurs sur la base de diagrammes θS (**Miller et al., 1970 ; Kats, 1972 ; Bryden et al., 1978 ; Lacombe et al., 1985 ; Gascard et Richez, 1985 ; Gibout, 1987 ; Picco, 1990 ; in Benzohra et Millot, 1995**):

- l'eau atlantique modifiée (MAW) représentée par une couche superficielle de 150m d'épaisseur identifiée par une température de surface de 15-23°C et de 13.5-14°C en profondeur, accompagnant une salinité de 36.5 à 38 p.s.u.
- l'eau intermédiaire d'hiver (WIW) se situe sous la MAW (150-200m), elle est caractérisée par un minimum relatif de température potentielle de 12.65°C à 13.20°C.
- l'eau levantine intermédiaire (LIW) marquée par un maximum relatif de température potentielle de 13.2°C à 14°C à 300-400m, et un maximum de salinité (38.5-38.7 p.s.u.) à 400-500m.
- l'eau profonde (Western Mediterranean Deep Water ou WMDW) est identifiée à partir de 600- 700m avec une température de 12.75-12.90°C et une salinité de 38.42-38.47 p.s.u. (**Benzohra, 1993**).

II.3.2. Circulation

La circulation des courants a été initialement décrite par **Nielsen (1912)**, **Wüst (1961)** et **Ovchinnikov (1966)**. Les travaux de **Millot (1985, 1987, 1999)** précisent les modalités de cette circulation. Le nombre considérable de travaux réalisés durant cette dernière décennie confirment et complètent les diagrammes présentés dix ans auparavant par **Millot (1987)**. Ces travaux ont en outre mis l'accent sur les phénomènes de moyenne échelle dans le bassin algérien qui induisent une importante variabilité sur la circulation de l'ensemble des masses d'eaux ; la partie centrale du bassin algérien est considérée comme l'un des lieux les plus énergétiques de toute la Méditerranée (à moyenne échelle).

Une fois le détroit de Gibraltar franchi, les eaux atlantiques de surface se mélangent aux eaux superficielles. Lors de leur progression vers l'Est, les eaux atlantiques vont être modifiées sous l'effet conjugué de leur mélange avec les eaux méditerranéennes et des facteurs climatologiques et météorologiques. Elles vont former l'eau atlantique modifiée (MAW). Dans la mer d'Alboran, l'eau atlantique modifiée (MAW) s'écoule selon un schéma de circulation anticyclonique permanent à l'Ouest, alors qu'à l'Est, elle suit un circuit plus variable qui est anticyclonique la majeure partie du temps.

Une veine de ce tourbillon anticyclonique rejoint la côte algérienne près de 0°E (près d'Oran) et prend le nom de courant algérien (**Millot, 1985**). Ce courant est relativement étroit (30-50 km de largeur) et profond, mais devient plus ample lors de sa progression vers l'Est (**Benzohra et Millot, 1995**). Il longe la côte et devient instable à partir de 1-2°E. Les turbulences engendrent des tourbillons côtiers (50-100 km de diamètre) cycloniques et anticycloniques.

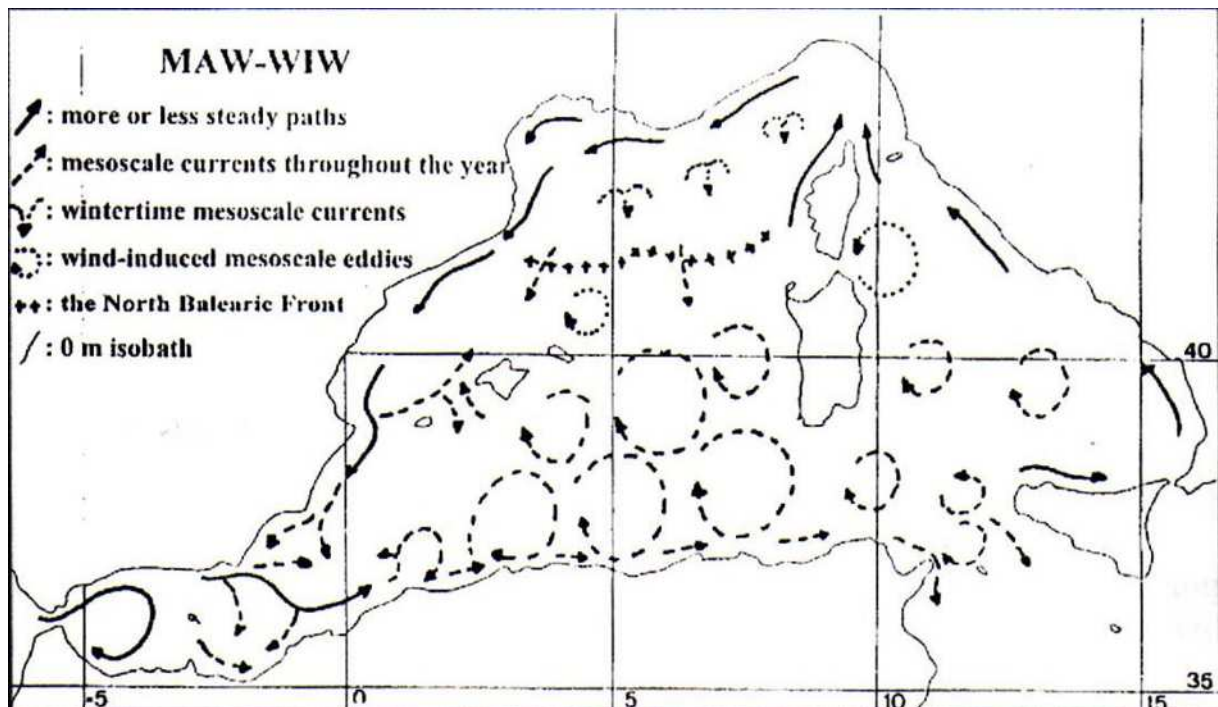


Figure 3 : Circulation de la MAW et de la MIW (**Millot, 1999**).

Les tourbillons cycloniques deviennent superficiels et tendent à disparaître au fur et à mesure qu'ils se dirigent vers l'Est (Figure 3). Quant aux tourbillons anticycloniques nommés tourbillons algériens, leur diamètre varie de 50 à 250 km et durent plusieurs semaines voire près de trois ans (**Puillat et al., 2002**) et deviennent associés à des upwellings. Ils ne sont donc pas induits par le vent et sont suffisamment importants pour provoquer une intense productivité marine (**Arnone et La Violette, 1986**).

Ainsi, ces structures turbulentes provoquent un important brassage des eaux de surface méditerranéennes et atlantiques ayant pour conséquence un enrichissement de la zone côtière (**Seridji, 1989**).

En outre, le bassin algérien est caractérisé par la présence, entre 1° et 4° Est, d'une zone particulière résultant de l'affrontement de deux masses d'eau créant un front, l'une côtière d'origine atlantique, la seconde située plus au large, méditerranéenne. Cette zone frontale, située sur le bord Nord du courant algérien, se singularise par une richesse biologique se traduisant par de fortes concentrations de chlorophylle a (de l'ordre de 3 à 5 mg/l) largement supérieures à celles généralement rencontrées en Méditerranée (**Haffersas, 1996**).

Nous avons choisi pour le présent travail le secteur centre, dans lequel on a :

Station 1 : (R 37 C Cherchell)

Station 2 : (R 41 C Bou-ismail)

Station 3 : (R 43 C El Djamila)

Station 4 : (R 59 C Azeffoune)

Station 5 : (R 63 C Azeffoune)

Station 6 : (R 51 C Delys)

Station 7 : (R 49 C Zemmouri)

Chapitre II

Généralités

I. Les paramètres physiques

I.1. La température

La température est l'un des plus importants paramètres physiques du milieu marin. En effet, elle influe, non seulement, sur le nombre des êtres vivants présents aux différentes profondeurs, mais aussi sur le climat des terres voisines et sur la densité de l'eau, dans ce cas, elle est à l'origine de certains courants (**Giacomini et al., 1984**). Elle joue un rôle essentiel et permet de définir les zones biogéographiques (**Collignon, 1991**). La température des océans est directement liée aux échanges thermiques entre les masses d'eaux océaniques et l'environnement (**Levitus, 2001 ; Levitus et al., 2005**). Ce facteur important du métabolisme, de la physiologie des organismes marins végétaux joue un rôle, non moins, important sur les variations de la viscosité du milieu, donc sur le mouvement des masses d'eau et le comportement du plancton ; il a un comportement saisonnier étroitement lié à celui du milieu environnant (**Touahria, 1999**).

I.2. La salinité

La salinité (S‰) représente la quantité de sels dissous dans l'eau de mer (**Giacomini et al., 1984**). Elle est définie conventionnellement comme la masse en grammes des composées solides secs à poids constant à 480°C, obtenue à partir de 1Kg d'eau mer (**Rodier, 1996**).

La Méditerranée est une mer très salée, car l'évaporation y est intense et les apports d'eau douce sont peu importants, la salinité entraîne une modification de la densité. En effet, plus une eau est salée, plus elle est dense. La salinité superficielle, dans ses grandes lignes, suit la même évolution que la température ; elle est, aussi, soumise aux variations liées aux conditions atmosphériques et aux apports d'eau douce (**Touahria, 1999**).

II. Généralités sur la communauté microplanctonique

II.1. Définitions

II.1.1. Le plancton

Le terme de plancton a été introduit pour la première fois par Hensen en 1887. Il peut se définir comme : l'ensemble des organismes pélagiques, animaux ou végétaux, entraînés passivement par les mouvements d'eau (**Quéguiner, 2013**). Le plancton est constitué d'organismes pélagiques incapables de maintenir une distribution spatiale indépendante de celle des masses d'eau qui les contiennent. S'ils sont incapables de se déplacer horizontalement dans la masse d'eau, ces organismes peuvent cependant effectuer des migrations verticales importantes (par exemple par modification de leur densité). Le plancton constitue l'ensemble des organismes dont l'amplitude des mouvements horizontaux propres est inférieure à celle des mouvements de la mer. Ceci implique que la distribution des espèces planctoniques sera conditionnée par les conditions physico-chimiques qui règnent au sein de la masse d'eau (température, salinité, oxygène) mais aussi par les mouvements de celle-ci (advection, diffusion) (**Hecq & Goffart, 2007**).

Les organismes planctoniques peuvent être regroupés selon leur taille, leur nature, les caractéristiques biologiques de leur cycle de développement, leur répartition verticale sur la colonne d'eau et/ou le type d'environnement qu'ils peuplent. Il peut être divisé selon la composante animale ou végétale en zooplancton et le phytoplancton (**Bougis, 1974a ; 1974b**).

Le plancton

- Méga-plancton (entre cm_mètre) ;
- Macroplancton (> 5mm) ;
- Mésoplancton (200µm_5mm) ;
- **Microplancton (20µm_200µm) ;**
- Nanoplancton (2µm_20µm) ;
- Picoplancton(0,2µm_2µm).

II.1.2.Le microplancton

Le microplancton est constitué d'organismes dont la taille est comprise entre 20 et 200 µm. Le microphytoplancton est essentiellement constitué de Diatomées et de Dinoflagellés autotrophes. Le microzooplancton, d'importance considérable pour l'écosystème planctonique, est essentiellement constitué de Dinoflagellés hétérotrophes, de Ciliés ainsi que des formes juvéniles des Copépodes et d'autres groupes mésozooplanctoniques (**Hecq & Goffart, 2007**).

II.2.Le microphytoplancton

Le phytoplancton est l'ensemble des organismes végétaux, présents dans le milieu pélagique et entraînés passivement par les mouvements d'eau dans le plan horizontal (**Quéguiner, 2013**) sont dits autotrophes vis-à-vis du carbone : ils synthétisent eux-mêmes la matière organique (molécules à base de carbone) dont ils ont besoin pour vivre. Pour cela, ils réalisent la photosynthèse : au cours de ce processus de production primaire, ils transforment le carbone minéral CO₂ en carbone organique, en utilisant l'énergie du Soleil. Bien que le phytoplancton représente moins de 1 % de la biomasse d'organismes photosynthétiques sur la planète, il assure tout de même près de la moitié de la production primaire planétaire.

II.2.1.Rôle des pigments chez les organismes phytoplanctoniques

De par leurs propriétés d'absorption de l'énergie lumineuse dans le visible, les pigments phytoplanctoniques sont à la base du processus de photosynthèse. Grâce à la Chl*a*, les organismes photoautotrophes captent l'énergie lumineuse pour la transformer en énergie chimique au cours du processus de photosynthèse. Les **pigments accessoires** ont des rôles différents selon qu'ils sont photosynthétiques ou non photosynthétiques :

- **Les pigments accessoires photosynthétiques** collectent l'énergie lumineuse à des longueurs d'onde auxquelles la Chl*a* n'est pas (ou peu) efficace, puis transmettent cette énergie à la Chl*a*. La complémentarité des spectres d'absorption de la Chl*a* et des pigments accessoires photosynthétiques améliore la capacité du phytoplancton à absorber l'énergie lumineuse disponible pour la photosynthèse. Parmi les pigments accessoires photosynthétiques, on trouve notamment les chlorophylles *b* et divinyl-chlorophylle *b*, les chlorophylles *c1*, *c2* et *c3*, la péricidine, la fucoxanthine, la 19-hexanoxyfucoxanthine, la 19-butanoyloxyfucoxanthine ou encore l' α -carotène (**Uitz, 2006**).
- Généralement, **les caroténoïdes non photosynthétiques** protègent la Chl*a* de la photooxydation résultant de l'accumulation d'espèces chimiques oxydantes en excès dans

le cas de fortes intensités lumineuses. Ils permettent aussi la dissipation de l'excès d'énergie absorbée sous forme de chaleur. Toutefois, le rôle de certains caroténoïdes non photosynthétiques demeure aujourd'hui mal connu (zéaxanthine, alloxanthine). Parmi l'ensemble des caroténoïdes non photosynthétiques on trouve par exemple la violaxanthine, ladiadinoxanthine, la diatoxanthine, la zéaxanthine, l'alloxanthine et le β -carotène (Uitz, 2006).

II.2.2. Les différents groupes de microphytoplancton

Cependant les organismes les plus nombreux appartiennent aux deux grands groupes des Diatomées et des Dinoflagellés (Paulmier, 1965).

II.2.2.1. Les diatomées

Les diatomées constituent la part la plus importante du phytoplancton marin et d'eau douce, et sont un élément essentiel de la chaîne alimentaire des milieux aquatiques (Wariaghli et al., 2005). Sont principalement associées aux zones où le mélange vertical apporte des nutriments dans la couche océanique superficielle (upwelling ou zone frontale), ainsi qu'aux périodes de bloom printanier (Malone, 1980 ; Chisholm, 1992 in Uitz, 2006). Ce sont des algues unicellulaires qui ont une taille comprise entre 10 et 200 μm (Hecq & Goffart, 2007). Elles contiennent des pigments voisins de ceux des algues brunes pluricellulaires et vivent libres ou en colonies. Les diatomées sont caractérisées par leur paroi constituée de deux valves de silice pure, qui s'emboîtent sous forme de coque. Cette coque siliceuse porte le nom de frustule. (Wariaghli et al., 2005). Elles ne disposent ni de flagelles, ni de cils ni d'aucun autre moyen de locomotion.

II.2.2.2. Les Dinoflagellés ou Péridiniens

Les dinoflagellés sont un groupe très hétérogène : certains sont autotrophes, d'autres hétérotrophes.

Les Dinoflagellés, ou Péridiniens, sont des organismes principalement unicellulaires, à noyau dépourvu d'histones, à chromosomes demeurant condensés pendant tout le cycle de division cellulaire, et dont au moins un des stades de développement est constitué par une cellule portant deux flagelles caractéristiques, provoquant des déplacements tournoyants (« dino » = toupie) (Figure 5). Tout comme chez les ciliés et chez d'autres groupes voisins de protistes, la cellule présente près de sa périphérie une couche de vésicules. Chez les Dinoflagellés, ces vésicules renferment habituellement des plaques celluloseuses arrangées de manière régulière. C'est sur la disposition de ces plaques, appelée « tabulation », qu'est principalement fondée l'étude des relations phylogénétiques au sein du groupe. Chez les Dinoflagellés, environ la moitié des espèces sont photosynthétiques, d'autres sont hétérotrophes, tandis que certaines présentent les deux modes de nutrition (Hecq & Goffart, 2007).

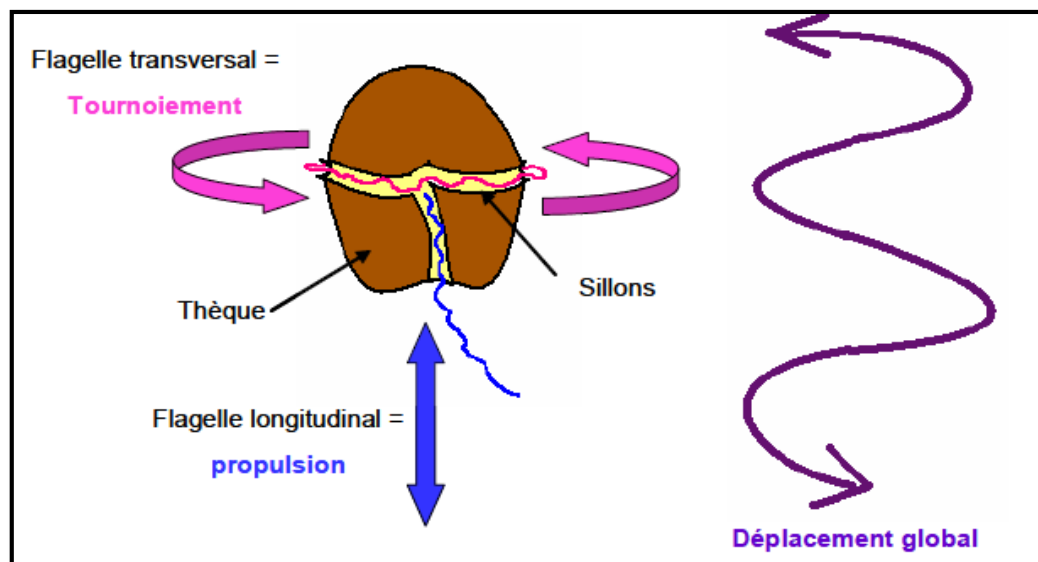


Figure4: Morphologie d'un dinoflagellé (Horner, 2005)

Les Dinoflagellés affichent aujourd'hui la plus grande diversité dans les zones de plateau continental, mais ils sont également présents en plein océan et en eau douce. Certaines espèces sont parasites, alors que d'autres dinoflagellés ont une grande importance économique, car ils se situent à la base (premier maillon) ou près de la base (deuxième maillon) de la chaîne alimentaire. Ils sont en outre les principaux agents de l'intoxication paralysante transmise par les coquillages et de phénomènes toxiques semblables (marées rouges).

Métaboliquement, les Dinoflagellés sont très versatiles. Certaines espèces peuvent être hétérotrophes, sont dépourvus de pigments photosynthétiques et se nourrissent par prédation, on observe aussi certaines espèces mixotrophes, alternativement auto- et hétérotrophes selon les conditions du milieu (Hecq & Goffart, 2007). Ils se rangent donc dans le microzooplancton. Les plus connus sont représentés dans les groupes suivants :

- **Les Prorocentrales (*Prorocentrum*)** se présentent sous forme de cellules ovoïdes ou lancéolées avec des flagelles en position apicale et peu différenciés.
- **Les Dinophysiales (*Dinophysis*)** ont deux flagelles correspondant à des sillons bien marqués. Leurs thèques sont bivalves et possèdent des collerettes ou ailerons le long des sillons.
- **Les Péridiniales** sont armées de plaques ou de thèques cellulosiques et regroupent des formes telles que *Gonyaulax*, *Alexandrium*, *Protoperidinium*, possédant une thèque avec des expansions de petite taille et les *Ceratium*, dont la thèque cellulosique est épaisse et ornée généralement de trois cornes de grande taille, une apicale et deux postérieures. Citons l'espèce la plus fréquente: *C. furca*.
- **Les Noctilucales et les Gymnodiniales** sont des formes nues seulement entourées de la membrane périplastique telles que *Kofoidinium* et *gymnodinium*. Certains Noctilucales sont

hautement toxiques pour les poissons et les mollusques et présentent un danger pour la mariculture. *Noctilucasintillins* est une Noctilucales luminescente des régions côtières.

- **Les Zooxanthelles (*Symbiodinium* sp)** entrent en symbiose avec le Tridacne géant et avec les coraux. Certaines espèces sont symbiotiques avec des Anémones, des Radiolaires, des Acanthaires, des foraminifères et des poissons (**Hecq & Goffart, 2007**).

II.3. Lemicrozooplancton

Ces organismes de taille inférieure à 200 µm font actuellement l'objet d'un d'intérêt croissant en raison de leur position dans le réseau microbien et la boucle microbienne, responsables de la régénération de la matière organique en période de forte limitation en nutriments. Dans le zooplancton, certains animaux sont planctoniques tout au long de leur vie, on parle de plancton permanent ou holoplancton, d'autres sont planctoniques uniquement une partie de leur vie, on parle de plancton temporaire ou méroplancton. En milieu marin, la plupart des animaux ont leurs premiers stades de vie planctoniques. De manière générale, le microzooplancton est le maillon indispensable entre le pico- et le nanoplancton et le macrozooplancton, en milieu oligotrophe.

En toute logique, il y aurait lieu de distinguer le nanozooplancton de taille inférieure à 20 µm et le microzooplancton, supérieur à 20 µm. En pratique, la distinction entre nano- et microzooplancton est malaisée car certains groupes fonctionnels peuvent présenter des tailles variant de 2 à 200 µm et même plus.

Le microzooplancton comprend des Protozoaires (surtout des Foraminifères, des Radiolaires, des Acanthaires et des Ciliés), Les rotifères, les microflagellés hétérotrophes et des métazoaires tels que les nauplii de Copépodes, les larves veligères de Mollusques et les trochophores d'Annélides (**Hecq & Goffart, 2007**).

II.3.1. Le régime alimentaire

Le microzooplancton en générale consomme des bactéries, ainsi que d'autre organismes pico- et nano-planctoniques (**Capriulo & Carpenter, 1980 ; Rassoulzadegan , 1978 ; Rivier et al, 1985 ; Sherr et al, 1986 ; Sherr, 1987 ; Fenchel, 1988. Bernard & Rassoulzadegan, 1990 in Ngurah, 1990**).

Les Protozoaires microzooplanctoniques consomment préférentiellement du phytoplancton mais se nourrissent également de petits Flagellés. De nombreux exemples de régimes omnivores ou carnivores existent également au sein de ces organismes. Enfin, une certaine compétition existe entre les Ciliés (microzooplanctoniques) et les Copépodes (mésozooplanctoniques) pour la nourriture nanoplanctonique.

Les Foraminifères se nourrissent habituellement de bactéries et de picoplancton (**Hecq & Goffart, 2007**).

II.3.2. Le rôle de microzooplancton

Le microzooplancton joue un rôle indispensable dans le réseau trophique pélagique. Par leur action de prédation, les espèces microzooplanctoniques sont reconnues pour contrôler l'abondance des cellules phytoplanctoniques et bactérioplanctoniques. Elles sont aussi capables de régénérer l'azote et le phosphore. Le microzooplancton constitue donc un maillon

important de la chaîne alimentaire en transférant la matière et l'énergie des niveaux trophiques inférieurs (bactéries et les petites algues) vers les niveaux trophiques supérieurs (méso- et macro-zooplancton, larves de poissons, etc.) (**Pelletier et al., 1999**).

II.3.3. Les différents groupes de microzooplancton

II.3.3.1. Les Protozoaires

Les protozoaires planctoniques sont des organismes unicellulaires et microscopiques. Dépourvus de chlorophylle ou de pigment assimilateur, ils sont essentiellement hétérotrophes. Il faut tout d'abord précisé qu'un certain nombre de flagellés végétaux (phytoflagellés), mais dépourvus de pigments photosynthétiques, contrairement aux cellules phytoplanctoniques autotrophes, se nourrit par prédation et se rangent donc dans le microzooplancton. Une grande fraction des protistes planctoniques appartient aux rhizopodes dans lesquels se classent les foraminifères, les acanthaires et les radiolaires. Tous les protozoaires planctoniques font partie de microzooplancton (**Lakkis, 2004**).

II.3.3.1.1. Les Foraminifères

Les foraminifères (du latin *foramen*, trou et *fero*, porter) sont des rhizopodes essentiellement marins, peu présentés dans les eaux douces ou saumâtres (**Lakkis, 2004**). Dominent le microzooplancton océanique oligotrophe estival typique.

L'animal est protégé par une coque imprégnée de calcaire et constituée souvent de plusieurs loges, il vit alors dans la dernière.

Ces protozoaire n'ont pas des cils mais des digitations cellulaires déformables (pseudopodes) assurent la capture des proies et la locomotion, les espèces planctonique sont peu nombreuses, la majorité vivant dans le fond.

Contrairement aux formes benthiques, les Foraminifères Globigérinidés. Leur cytoplasme est déformable et présente des expansions ramifiées, les pseudopodes, capables de capturer les proies. Ils possèdent un squelette ou test formé à 95 % de carbonate de calcium, qui protège le protoplasme. Après la mort, ces tests tombent sur le fond des océans et forment les boues à globigérines. Ces boues ne se trouvent guère au-delà de 5 000 mètres de profondeur (en raison de la solubilité des carbonates) mais tapissent 35 % de la superficie des fonds des océaniques. Certaines espèces de foraminifères transportent souvent des Dinoflagellés (jusqu'à 200 par hôte) avec lesquels ils vivent en symbiose (**Hecq & Goffart, 2007**).

II.3.3.1.2. Les Ciliés

Sont des protozoaires et constituent une fraction numérique importante du microzooplancton où ils peuvent représenter de 50 à 80% du nombre total des organismes zooplanctoniques inférieurs à 200 μm (**Hecq & Goffart, 2007**); leur cellules portent à leur surface de nombreux cils locomoteurs (**Lakkis, 2004**). La richesse des ciliés (environ 7200 espèces), leur grande diversité morphologique et écologique, leur adaptation aux conditions naturelles, leur taille, leur taux de reproduction et leur facilité d'utilisation faite des organismes particulièrement utiles pour résoudre les problèmes de la recherche biologique (**Corliss, 1978a**) et environnementale. Ils sont considérés comme des clés d'étude idéale pour nombreuses analyses avancées de la biologie cellulaire, génétique et biophysique.

➤ **Ciliés aloriqués**

De nombreux Ciliés sont nus (aloriqués) et les cils sont regroupés en couronne apicale (*Laoboea* sp, *Strobilidium* sp) (Hecq & Goffart, 2007).

➤ **Ciliés loriqués**

Parmi les Ciliés, les tintinnides construisent une thèque (lorica) en forme cloche ou cupule dans laquelle ils peuvent se rétracter et se protéger (Lakkis, 2004).

Ces organismes portent à leur surface de nombreux cils locomoteurs, agglutinés en lamelles souples, insérées en spirale à un pôle de l'animal (Hecq & Goffart, 2007) ; la surface extérieure peut être unies ou homogène ou être couverte de divers dessins en relief constitués par des matières incrustées, parfois des plaques de Coccolithophorides (Lakkis, 2004).

La formation des kystes est très commune dans le cycle vital des tintinnides (Reid & John, 1978).

Le corps plasmique, incolore et contractile est rattaché obliquement à la paroi interne de la lorica par un pédicule court. Sur la face supérieure de la lèvre péristomienne sont implantées des membranelles adorales. Alternant ces membranelles sont insérés sur la lèvre péristomienne 22 organes tentaculoïdes bourrés de trichocystes. Dans la partie supérieure du corps, existe un champ ciliaire latéral, constitué par des rangées de cils à peu près semblables aux cils somatiques.

Les tintinnides sont eupélagiques, plus abondants dans les eaux océaniques, en surface et dans la colonne d'eau. Ils se rencontrent dans toutes les mers du globe, mais plus abondants dans les mers tropicales (Lakkis, 2004).

Parmi les genres principaux citons des formes abondantes en Méditerranée: *Petalotricha*, *Rhabdonella* et *Dictyocysta* à thèque en forme d'urne; *Tintinnus* dont la thèque est en cylindre ouvert aux deux extrémités.

Les tintinnides, constituant la majeure partie du microzooplancton dans les environnements marins (Beers & Stewart, 1967; Beers, 1982; Beers et al., 1982; Sanders, 1987; Kamiyama, 1994; Uye et al., 1996). Ils jouent un rôle important dans la chaîne alimentaire marine (Cariou et al., 1999). Ils sont non cosmopolites (Pierce & Turner, 1993). Leur identification est basée sur la morphologie de lorica (Gold & Morales, 1976; Corliss, 1979; Davis, 1981; Laval-Peuto, 1983; Cariou et al., 1999; Dolan, 2000; Dolan & Gallegos, 2001; Dolan et al., 2002 in Lakkis, 2004) et il existe une relation étroite d'une part, entre la diversité morphologique des tintinnides et la diversité phytoplanctonique, et d'autre part, entre le diamètre de la lorica et les proies ingérées (Dolan et al., 2002).

Symbiose et mixotrophie sont fréquentes chez les Ciliés. Ainsi, le Cilié *Mesodinium rubrum* contient de nombreux chloroplastes venant apparemment de Cryptomonades et possède un cône buccal réduit.

D'autres genres de Ciliés planctoniques marins peuvent inclure des plastides provenant de diatomées. Les tintinnides n'hébergent généralement pas de symbiote; il faut cependant signaler le cas de *Tintinnus uillinus* chez qui on trouve souvent des triplets de *Chaetoceros* (Diatomée) sur la lorica, toujours situés près de la lèvre buccale.

II.3.4. Dinoflagellés hétérotrophes

Un composant important du microzooplancton. La revue de Sherr (2007) met en relief l'importance des dinoflagellés hétérotrophes comme composant du microzooplancton et brouteur efficace des diatomées. Les dinoflagellés sont en effet parfois dépourvus de pigments photosynthétiques et sont alors hétérotrophes, capables d'utiliser toute forme de matière organique, incluant de la matière particulaire même vivante. Ces dinoflagellés hétérotrophes peuvent parfois être parasites.

Pour les dinoflagellés hétérotrophes libres la nutrition s'appuie à la fois sur l'osmotrophie (utilisation de matières organiques dissoutes) et la phagotrophie (ingestion de proies). Dans ce dernier cas, les mécanismes de capture de proies varient considérablement d'une espèce à l'autre. Plusieurs espèces de dinoflagellés nus utilisent la phagocytose ; dans ce cas, les cellules présentent alors un cytostome formé par invagination de la membrane plasmique et sont capables de se déformer de manière impressionnante pour consommer des beaucoup plus grosses qu'elles –mêmes. Les espèces des genres *Gyrodinium* ou *Noctilucas* sont ainsi capables d'engloutir des chaînes entières de diatomées, des œufs de copépodes entiers et même d'autres dinoflagellés. Les dinoflagellés armés ne peuvent pas augmenter leur volume de la même manière que les dinoflagellés nus et sont donc incapables d'ingérer directement de grosses proies. Les dinoflagellés armés ont donc opté pour la solution des pseudopodes ; ils étendent un voile d'alimentation pseudopodial, le pallium, avec lequel ils entourent des portions de chaînes de diatomées ou d'autres proies de grande taille. Les enzymes digestives sont sécrétées par le pallium, et la digestion extracellulaire peut alors avoir lieu. Lorsque celle-ci est achevée, le voile se rétracte. Quel qu'en soit le mécanisme, l'hétérotrophie peut être temporaire ou permanente. Certains dinoflagellés sont par ailleurs capables de se nourrir simultanément par autotrophie et par hétérotrophie, un mode de nutrition connu sous le terme de **mixotrophie (Queguiner, 2013)**.

Chapitre III

Matériels et méthodes

I. Prélèvement

Les prélèvements ont été effectués au niveau de sept stations dans la cote algérienne centrale (Figure 5). Pour chacune des stations, l'eau a été échantillonnée à l'aide d'une bouteille Niskin de 5 à différentes profondeurs. L'eau de bouteille Niskin a été sous-échantillonnée pour l'identification et la détermination de l'abondance des espèces du microphytoplancton et du microzooplancton. Les prélèvements proviennent d'une campagne d'évaluation du stock pélagique « **ALDEM 2015** » réalisé dans le cadre du programme de recherche du centre nationale de recherche et du développement de la pêche et de l'aquaculture « **CNRDPA** ».

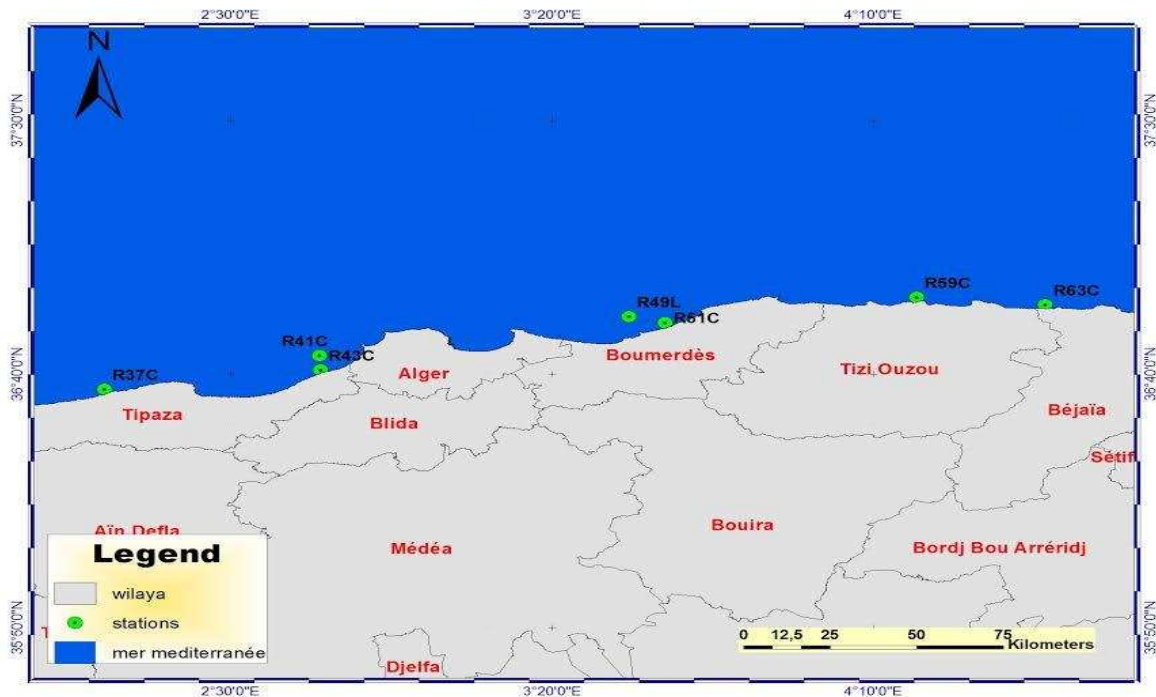


Figure 5 : les différentes stations de prélèvement

II. Mesure des paramètres physiques

Les mesures de température et de salinité sont réalisées à partir d'une sonde CTD de type (Sea-Bird SBE 19 plus).



Figure 6 : CTD type (Sea-Bird SBE 19 plus)

III. Fixation

Une fois récolté, le microplancton est fixé en attendant l'identification et le comptage des organismes. Cette fixation se fait avec du Lugol (Utermöhl, 1958) ; qui s'effectue en ajoutant du liquide de Lugol aux échantillons d'eau de mer pour obtenir une couleur brune faible (Willèn, 1976 ; Travers, 1971 *in* Fereidoun, 1982), ce dernier est un réactif iodo-ioduré qui assure la conservation du microplancton et alourdit les cellules. Par conséquent, leur sédimentation devient plus facile. Ce réactif colore également l'amidon des cellules. Il rend leur identification plus aisée.

IV. Méthode d'étude

IV.1. Analyse des échantillons

On met notre échantillon dans une bouteille étiquetée de 1000 ml et on les conserve à l'abri de la lumière et de la chaleur.

IV.2. Homogénéisation de l'échantillon

Le traitement de l'échantillon a débuté par une agitation modérée à fin de remettre en suspension les organismes microplanctoniques et pour assurer la répartition homogène dans la bouteille. L'agitation est faite manuellement pendant une 15aine de secondes, et comprend une 15aine de mouvements verticaux et horizontaux. Cette agitation ne doit pas être trop vigoureuse de façon à ne pas entraîner la désintégration des colonies fragiles.

IV.3. Préparation du sous-échantillon

Immédiatement après l'homogénéisation de l'échantillon, on verse 150 ml dans une éprouvette étiquetée et on laisse décanter pendant 24 h après cette décantation on élimine le surnageant à l'aide d'un tuyau et une seringue, on conserve environ 25 ml dans l'éprouvette (Figure 7); ensuite on verse ce sous-échantillon dans un pilulier étiqueté (Figure 8).

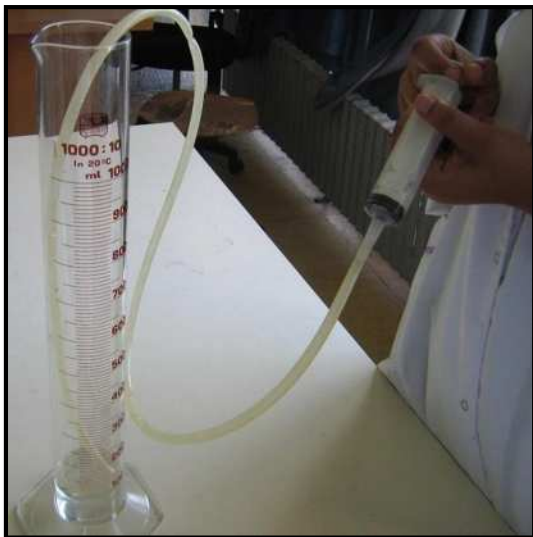


Figure 7 : élimination de surnageant



Figure 8 : pilulier contenant un échantillon a analysée

IV.4. Homogénéisation du sous-échantillon à faire sédimenter

Avant de verser l'échantillon dans la chambre de sédimentation, le pilulier doit être secoué fermement, mais doucement, pour homogénéiser le contenu. De violentes secousses vont produire des bulles, qui peuvent être difficiles à éliminer.

IV.5. Remplissage de la chambre de sédimentation

Après l'agitation de ce dernier on verse lentement 5 ml dans une chambre de sédimentation (cuve) qui est placée sur une surface horizontale et sans vibrations.

IV.6. Sédimentation

On laisse sédimenter pendant 15 à 20 min, ce laps de temps permet d'être sûr que les microplanctons même les plus légers vont sédimenter au fond de la cuve (Figure 9).

La sédimentation devrait avoir lieu à température ambiante et hors de la lumière directe du soleil. Afin de minimiser l'évaporation, la chambre de sédimentation peut être recouverte d'une boîte de Pétri (Karlson *et al.*, 2010).

La chambre doit être propre et sans poussière pour éviter la contamination des échantillons précédents.



Figure 9 : chambre de sédimentation

Après la sédimentation de la cuve on place cette dernière sur le microscope inversé afin de passer à l'identification et le comptage des cellules microplanctoniques (Figure 10).



Figure 10 : Observation identification et dénombrement du microplancton.

L'analyse quantitative doit commencer par une analyse de fond de la chambre entière à un faible grossissement. Cela aidera à donner un aperçu de la densité et de la distribution du microplancton. Si la distribution est considérée comme irrégulière l'échantillon doit être jeté. L'identification et le comptage des espèces microplanctoniques, ont été réalisés sur plusieurs bandes diamétrales (Figure 11) en utilisant l'objectif 40x. Nous avons utilisé un microscope inversé doté d'une caméra numérique ce qui a permis l'acquisition des photographies. Toutes les cellules ont été dénombrées et quasiment identifiées au long du balayage de la lame entière.

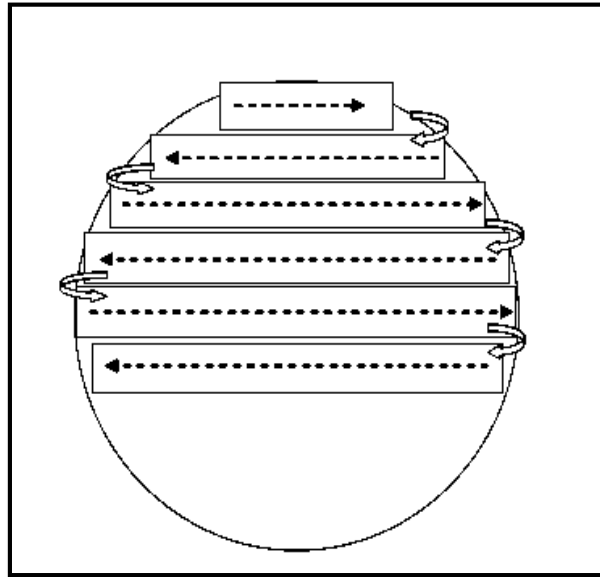


Figure 11: technique d'observation de la cuve

Pour compléter la fiche de comptage (relevé), on a pris toutes les espèces trouvées avec l'effectif le plus élevé après deux répliques d'observation.

Pour calculer le nombre d'organismes dans un litre on utilise l'équation suivante:

$$N = N' = \frac{n * 150}{V}$$

N' (nombre de cellules par 150 ml) est égal à N (nombre de cellules par litre), car le nombre de cellules sédimentées dans un litre est récupéré dans un volume de 150 ml. Où n représente le nombre de cellules comptées.

V: volume de la chambre de comptage (ml)

Durant la manipulation, plusieurs sources d'erreurs potentielles pourraient exister.

- les organismes ne sont pas forcément répartis de manière homogène dans la colonne d'eau. De ce fait, l'erreur faite lors de la récolte de l'eau est très variable selon la répartition du microplancton (**Sournia, 1979**).
- lors de la prise de l'échantillon, le contenu de la bouteille de prélèvement peut ne pas être complètement homogène. Il se peut que certains organismes se soient agglomérés dans certaines parties du container (**Sournia, 1979**).

- les échanges thermiques entre la chambre de sédimentation et le milieu ambiant peuvent provoquer, durant la sédimentation des perturbations à l'intérieur de la cuvette. Il en résulte, une distribution hétérogène des organismes au fond de la chambre. Généralement, ces derniers ont tendance à se déposer, en plus grand nombre, à la périphérie de la cuvette (Sournia, 1979).

V. Microscope inversé

A l'inverse de la microscopie optique classique où la lumière arrive sur l'échantillon par le bas et où l'observation se fait par le dessus, en ce qui concerne le microscope inversé la source de la lumière est placée au-dessus de l'échantillon et les objectifs en dessous (Figure 12).

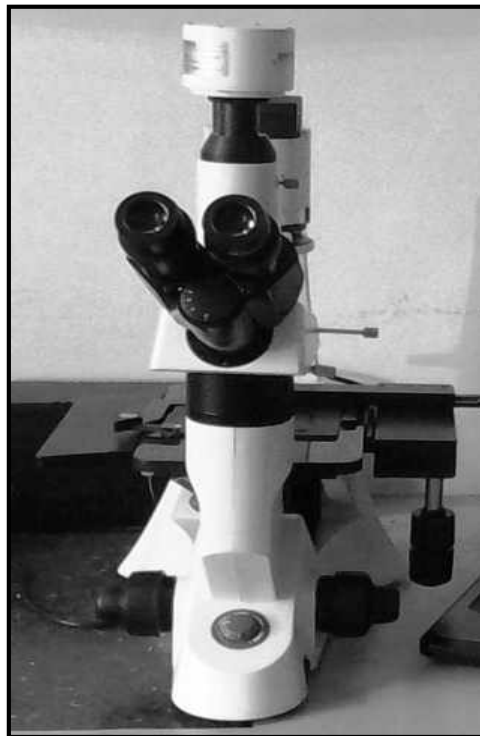


Figure 12 : microscope inversé type OPTIKA, avec caméra numérique utilisé dans cette étude.

VI. Etude des peuplements microplanctoniques

Les peuplements microplanctoniques ont été étudiés selon divers aspects :

Qualitatif par le calcul de la richesse spécifique issue de chaque relevé ;

Quantitatif par l'évaluation de leurs abondances par unité de volume ;

Structural par les calculs des indices de diversité spécifique de Shannon et de Pielou.

Enfin, pour une meilleure interprétation et analyse des résultats, plusieurs traitements statistique multi variés ont été appliqués (analyse en composantes principales, analyse factorielle des correspondances, analyse hiérarchique ascendante).

VI.1. Analyses qualitatives

Consiste à étudier la composition taxonomique et l'identification des espèces rencontrées dans les échantillons pour l'identification des espèces nous avons eu recours à des documents de base dont des travaux de taxonomistes et des clés de diagnoses pour la détermination.

VI.2. Analyses quantitatives

L'analyse quantitative complète la qualitative, car on ne peut pas compter les espèces non identifiées. Par ailleurs, pour estimer la biomasse et l'abondance du microplancton, il est indispensable de procéder aux analyses quantitatives.

Les méthodes d'observation quantitative du microplancton sont nombreuses (**Travers, 1971 ; Sournia, 1978 in Fereidoun, 1982**). Parmi ces techniques, la mieux adoptée au microplancton est celle d'Utermöhl (1958).

Cette méthode permet une concentration préalable des particules dans la chambre microscopique d'observation. Cela n'est pas envisageable avec les lames classiques d'observation et de comptage microscopique, car les concentrations des populations naturelles sont rarement suffisantes pour être examinées sans concentration préalable.

Le seul inconvénient de la méthode est la durée importante de comptages. Ceci peut varier, selon la concentration du plancton, entre 15 min. et une demi-journée.

VI.3. Méthodes univariées

VI.3.1. Richesse spécifique

C'est le nombre total des diverses catégories taxonomiques auxquelles appartiennent les organismes prélevés à une station d'échantillonnage. Elle mesure la diversité la plus élémentaire, fondée directement sur le nombre total d'espèces dans un site. Un grand nombre d'espèces fait augmenter la diversité spécifique. Toutefois, cette méthode dépend de la taille des échantillons et ne considère pas l'abondance relative des différentes espèces (**Ngansoumana, 2006**).

VI.3.2. Indices de diversité

La richesse spécifique ne considérant pas l'abondance relative des différentes espèces, sa valeur écologique est donc limitée (**Travers, 1964**). De nombreux indices de diversité sont ainsi proposés et permettent de donner une expression qualitative plus ou moins pertinente de la structure de l'écosystème.

VI.3.2.1. Indice de diversité de SHANON-WIENER H' (1948)

L'indice de Shannon-Wiener est le plus couramment utilisé et recommandé par différents auteurs (**Gray et al., 1992 in Grall et al., 2006**). C'est la quantité d'information apportée par un échantillon sur les structures du peuplement dont provient l'échantillon et sur la façon dont les individus y sont répartis entre diverses espèces (**Daget, 1976 in Benchrik et al., 2002**).

Selon Dajoz (1975), la diversité est la fonction de la probabilité P_i de présence de chaque espèce i par rapport au nombre total d'individus (**Benchrik et al., 2002**).

Il est donné par la formule suivante :

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \log p_i$$

Où :

p_i = abondance proportionnelle ou pourcentage d'importance de l'espèce : $p_i = n_i/N$;

S = nombre total d'espèces;

n_i = nombre d'individus d'une espèce dans l'échantillon;

N = nombre total d'individus de toutes les espèces dans l'échantillon.

L'indice de Shannon permet d'exprimer la diversité en prenant en compte le nombre d'espèces et l'abondance des individus au sein de chacune de ces espèces. Ainsi, une communauté dominée par une seule espèce aura un coefficient moindre qu'une communauté dont toutes les espèces sont codominantes. La valeur de l'indice varie de 0 (une seule espèce, ou bien une espèce dominant très largement toutes les autres) à $\log S$ (lorsque toutes les espèces ont même abondance) (**Grall et al., 2006**).

VI.3.3. Indice d'équitabilité de Piélou (J')

La régularité de la distribution des espèces (équitabilité) est un élément important de la diversité (**Marcon, 2015**).

L'indice d'équitabilité de Piélou (J') accompagne souvent l'indice de Shannon. Il permet de mesurer la répartition des individus au sein des espèces (**Pedel et al, 2013**).

Selon Dajoz(1995), c'est la distribution du nombre d'individus par espèces. Elle est le rapport entre la diversité maximale (Hmax) (**Benchrik et al., 2002**) .elle s'exprime comme suite :

$$J'=H'/H'_{\max}$$

$H'_{\max} = \log S$ (S= nombre total d'espèces)

L'indice d'équitabilité permet de mesurer la répartition des individus au sein des espèces, indépendamment de la richesse spécifique. Sa valeur varie de 0 (dominance d'une des espèces) à 1 (équirépartition des individus dans les espèces). Ces deux indices restent dépendants de la taille des échantillons et du type d'habitat (**Grall et al., 2006**).

VII. Analyses statistiques

Les données obtenues au cours de cette étude ont été analysées par des outils statistiques tels que : l'Analyse en Composantes Principales (ACP), Analyse Factorielle des Correspondances (AFC) et la Classification Hiérarchique Ascendantes. Ces analyses ont été réalisées à l'aide du logiciel XLSTAT.

VII.1. Analyse en composantes principales (ACP)

Dans cette partie, les relations possibles entre les paramètres environnementaux et la composition des communautés planctoniques, ont été examinées à l'aide d'une méthode d'analyse de données : l'Analyse en Composante Principale (ACP).

L'ACP est une méthode statistique essentiellement descriptive qui permet de synthétiser l'information comprise dans un tableau de données de grande taille. Ce tableau de données est constitué d'unités statistiques 'ou 'individu' (les échantillons prélevés), pour lesquelles sont mesurées des variables quantitatives (les paramètres biotiques et abiotiques). L'ACP permet de décrire les liaisons entre les variables et les similitudes entre les individus.

Le principe est de réduire les dimensions de l'espace de représentation des données, en projetant le nuage de points dans le plan montrant au mieux l'information contenue dans les données. Les composantes principales (CP) sont de nouvelles variables indépendantes, calculées à partir des corrélations linéaires existant entre les variables initiales. Elles forment différents plans orthogonaux deux à deux, dits plans factoriels, dans lesquels le nuage de points est projeté puis examiné (Uitz, 2006).

VII.2. Analyse factorielle de correspondances (AFC)

Des analyses factorielles de correspondances (AFC) ont été appliquées aux données d'abondance des principales espèces planctoniques et ont été réalisées à l'aide du logiciel XLSTAT. L'AFC permet de décrire de manière synthétique un tableau de contingence composé des individus en lignes (espèces) et des objets en colonnes (échantillons). Le principe de cette méthode est de résumer les variations des individus et des objets au moyen d'un nombre plus faible de variables, appelés facteurs. Ces facteurs sont calculés à partir de la distance (distance du χ^2) des variables originales. Cette distance constitue la différence entre la distribution observée (tableau de contingence) et une distribution théorique (hypothèse d'indépendance).

VII.3. Classification Ascendante Hiérarchique (CAH)

La Classification Ascendante Hiérarchique (CAH) est une méthode de regroupement, qui a pour objectif d'obtenir des classes d'individus les plus cohérentes possibles : soit en constituant les groupes les plus homogènes ou, à l'inverse, les groupes qui se distinguent le plus les uns des autres en faisant le choix d'une distance entre les individus et d'un indice d'agrégation mesurant la distance entre les classes des individus. Dans le cas où les données observées sont les valeurs de p variables numériques sur n individus, on pourra choisir d'effectuer une classification des individus ou une classification des variables. En utilisant la distance euclidienne. Les résultats sont représentés sous forme d'un dendrogramme (Refes, 2011).

Chapitre IV

Résultats et discussion

I. Analyse qualitative de microplanctons

Dans le but d'une étude qualitative, nous avons pu dresser un inventaire de toutes les espèces rencontrées dans ce travail, (sans effectuer un prélèvement au filet dans ce cas) (Tableau1).

Etant donné les conditions d'observation, des difficultés de détermination systématique sont apparues. Certaines espèces de très petites tailles, n'ont pas pu être déterminées, vu qu'au moment de l'identification, on s'est basé sur la classification classique qui elle-même est basée sur la forme et la taille des frustules, Les dinoflagellés, de plus grandes tailles, sont plus faciles à observer (Gaumer, 1981).

Les principaux ouvrages utilisés dans cette étude sont : **Balech, E. (1974, 1976 &1988), Meunier. (1910), Botes, L. (2003), Helix, K.(1921), Reid P.C.(1978), Lohmann, H.(1908), Dodge J.D., (1982).**

Il a été conçu dans cette étude que le microplancton de notre site d'étude se caractérise par la prépondérance de deux groupes floristiques : les dinoflagellés et les diatomées, et un groupe faunistique : les spirotriches (les ciliés nus et les tintinnides) (Figure 13).

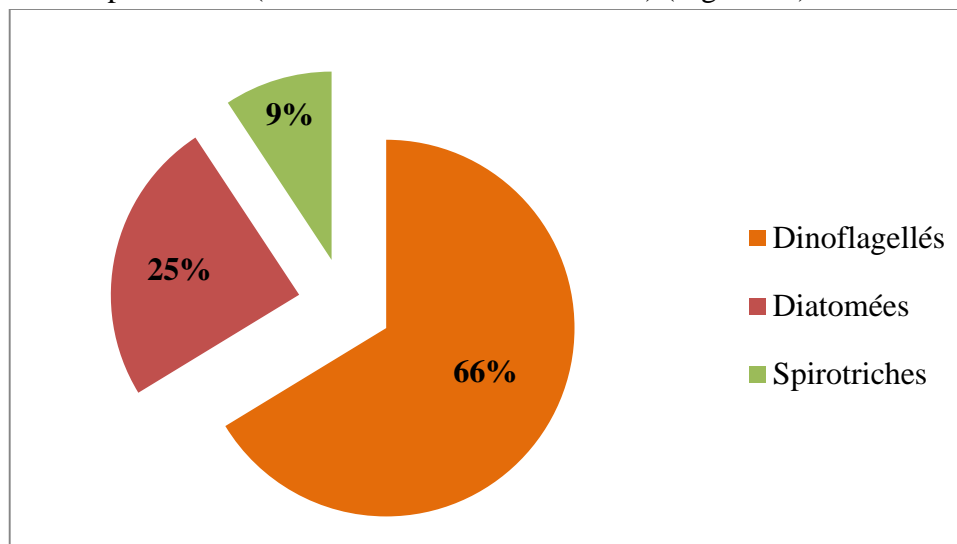


Figure 13: Proportion des trois groupes de microplanctons au niveau des stations étudiées.

Les résultats des échantillons analysés par la méthode d'Utermhöl, ont permis de distinguer les principaux groupes taxonomiques qui sont les suivants :

I.1. Groupes floristiques

I.1.1. Les Diatomées

Dans notre analyse qualitative nous avons huit familles (Chaetocerotaceae ; Naviculaceae ;Rhizosoleniaceae ;Coscinodiscaceae ;Lithodesmisceae ;Hemiaulaceae ;Bacillariaceae ;Melosiraceae)

10 genres ont été recensés :

- ✓ Genre *Bacteriastrum* : ce genre est représenté par une seule espèce qui est : *B. delicatulum* dans les stations suivantes : 4 ,5 et 7.
- ✓ Genre *Navicula* : est rare, cette espèce est difficile à identifier, donc nous avons répertorié *Navicula* sp.

- ✓ Genre *Neocalyptrella* : l'espèce *N. robusta* été identifiée.
- ✓ Genre *Coscinodisus* : pour ce genre nous avons identifié l'espèce *C. granii*.
- ✓ Genre *Chaetoceros* : l'espèce *Chaetoceros* sp le représente, mais avec une fréquence d'apparition très faible.
- ✓ Genre *Nitzschia* : ce genre est représenté par l'espèce *Nitzschia* sp qui se présente dans tous les échantillons mais avec une densité cellulaire plus importante au niveau des stations 3, 4, 5 et 6.
- ✓ Genre *Melosira* : détermine l'espèce *Melosira* sp qui existe dans toutes les stations avec un faible effectif.

Dans les différentes stations étudiées nous avons trouvé plusieurs genres. Ces genres sont représentés chacun par une seule espèce telle que : *Cerataulina* (*C. pelagica*) ; *Chaetoceros* (*Chaetoceros* sp) ; *Ditylum* (*D. brightwelli*) ; *Eucampia* (*E. zodiacus*) ; *Proboscia* (*P. alata*).

I.1.2. Les Dinoflagellés (ou les péridiniens)

Dans ce groupe nous avons inventorié 16 genres (27 espèces déterminées) ces derniers appartiennent à 12 familles (Goniodomataceae ; cértiaceae ; Gymnodiniaceae ; Dinophysaceae ; Heterocapsaceae ; Cladopyxidaceae ; Peridiniaceae ; Procentraceae ; Proteridiniaceae ; Pyrophacaceae ; Calciodinellaceae ; Warnowiaceae).

Parmi les genres les plus fréquentes, nous énumérons :

- ✓ Genre *Alexandrium* : il présente 2 espèces ; l'espèce *A. affine* a été déterminée dans les stations 1, 3, 4 et 7 avec une abondance moins fréquente, et l'espèce *A. catenella* qui existe seulement dans la station 5.
- ✓ Genre *Ceratium* : ce genre regroupe des espèces de grande taille océanique ainsi certaines de bonnes indicatrices hydrologiques (Frost, 1938 in Touahria, 1999). Pour notre étude ce genre est très fréquent et représente pour le groupe des dinoflagellés le genre le plus diversifié (5 espèces) et parmi les espèces identifiées, nous avons : *C. furca*, *C. fusus*, *C. longipes*, *C. tripos*, *C. lineatum*.
- ✓ Genre *Cochlodinium* : l'espèce *Cochlodinium* sp le représente, mais avec une fréquence d'apparition très faible au niveau de la station 5.
- ✓ Genre *Dinophysis* : ce genre est représenté par une seule espèce
- ✓ dans la station 4 nous avons : *D. rotundata*. Genre *Gymnodinium* : ce genre est assez diversifié (avec 5 espèces) et comporte les espèces suivantes : *G. simplex*, *Gymnodinium* sp1, *Gymnodinium* sp2, *Gymnodinium* sp3, *G. catenatum*.
- ✓ Genre *Katodinium* : présente qu'une seule espèce *K. glaucum* rencontrée dans les stations suivantes 1, 2, 3, 6 et 7.
- ✓ Genre *Micracanthodinium* : l'analyse microscopique montre que ce genre est présenté par l'espèce *M. claytonii* qui est moins fréquente au niveau de toutes les stations étudiées.
- ✓ Genre *Prorocentrum* : une seule espèce *P. micans* présente dans les stations 1, 2, 3, 4 et 5 ; mais avec une fréquence d'apparition faible.
- ✓ Genre *Pyrophacus* : nous avons pu identifier l'espèce *P. horologicum* dans tous les échantillons étudiés. Cette espèce est plus abondante au niveau des stations 1 et 3.

- ✓ Genre *Scripsiella* : avec deux espèces ;*S.group* qui existe dans toutes les station sauf la station 5 et *Scripsiella hangoei* qui se trouve dans l'ensemble des stations. Cette dernière est plus fréquente au niveau des stations 1, 3 et 4.
- ✓ Genre *Spirodinium*: l'espèce *S. fususa* été identifiée et très fréquente dans la station 1 et 3.

Enfin, pour les genres suivants, ils ne sont représentés que par une seule espèce chacun : *Gyrodinium* (*G. spirale*), *Heterocapsa* (*H. triquetra*), *Peridiniella* (*P. catenata*), *Protoperidinium* (*P. steinii*), *Sclerodinium* (*S. calyptoglyphe*), *Warnowia* (*Warnowia sp.*).

I.2. Groupe faunistique

- Concernant **les ciliés nus**; durant la période d'étude, nous avons répertoriées 5 espèces microzooplanctoniques réparties en 2 familles (strombidiidae, strobilidiidae)

Les espèces rencontrées parmi les ciliés pélagiques nus étaient :

- ✓ Genre *Conocylis* : l'espèce *C. striata* le représente, au niveau de toutes les stations mais avec une fréquence très faible.
- ✓ Genre *Strobilidium neptuni* : ce genre est représenté par 3 espèces qui sont : *S. neptuni*, *S. acutum* au niveau des stations 1 et 4 respectivement. L'espèce *S. concium* présente dans toutes les stations sauf 5 et 7, mais avec une abondance plus importante au niveau des stations 1, 2, et 3.
- ✓ Genre *Laboea* : pour ce genre, nous avons identifié *L. strobila*.

- **Les tintinnides**

L'analyse de la composition spécifique des échantillons nous a permis de répertorier 3 taxons appartenant à 2 familles (Codonellidae, xystonellidae) dont toutes les espèces rencontrées restent très faiblement abondante.

- ✓ Les tintinnides étaient des genres *Tintinnopsis* : avec 2 espèces *T. rapa* et *Tintinnopsis* spseulement dans la station 5.
- ✓ Genre *Cymatocylis* : une seule espèce *C. vanhoeffeni* dans une seule station (4).

Quelques espèces rencontrées dans notre étude :



Figure 14: *Ceratium fusus*

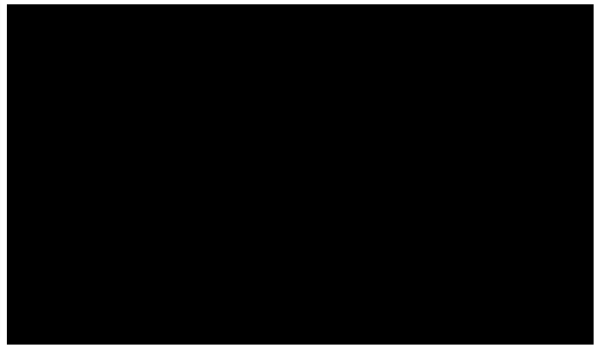


Figure 15: *Ceratium furca*

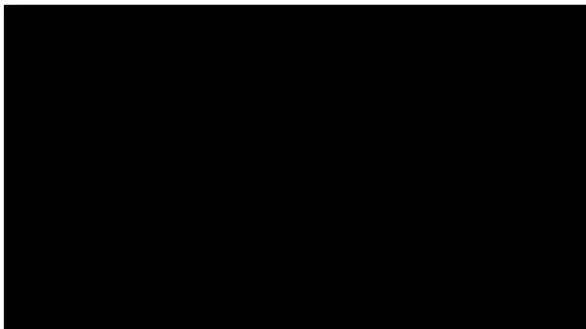


Figure 16: *Spirodinium fusus*



Figure 17: *Alexandrium* sp

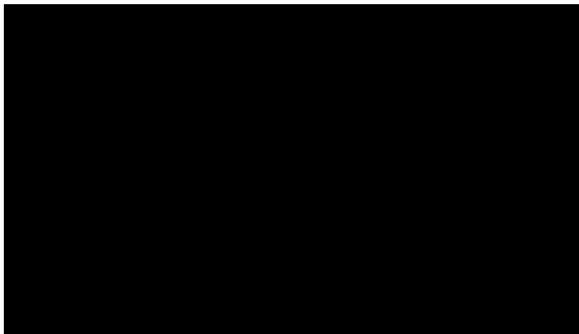


Figure 18: *Nitzschia* sp

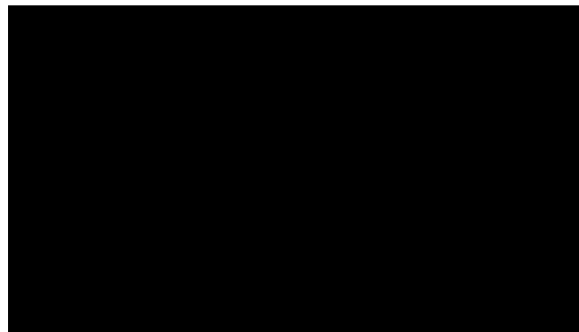


Figure 19: *Bacteriastrum delicatulum*



Figure 20: *Chaetoceros* sp

Tableau 1 : Distribution temporelle des espèces récoltées.

	Espèces	S 1	S 2	S 3	S 4	S 5	S 6	S 7
Dinoflagellés	<i>Alexandrium affine</i>	+		+	+			+
	<i>Alexandrium catenella</i>					+		
	<i>Ceratium furca</i>	+	+			+	+	+
	<i>Ceratium fusus</i>	+	+			+		+
	<i>Ceratium lineatum</i>	+	+	+				
	<i>Ceratium longipes</i>		+					
	<i>Ceratium tripos</i>	+						
	<i>Cochlodinium</i> sp					+		
	<i>Dinophysis rotundata</i>				+			
	<i>Gymnodinium simplex</i>					+		
	<i>Gymnodinium</i> sp 1					+		
	<i>Gymnodinium</i> sp 2				+			
	<i>Gymnodinium</i> sp 3			+				
	<i>Gymnodinium catenatum</i>				+			
	<i>Gyrodinium spirale</i>		+	+				+
	<i>Heterocapsa triquetra</i>						+	
	<i>Katodinium glaucum</i>	+	+	+			+	+
	<i>Micracanthodinium claytonii</i>	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Peridiniella catenata</i>		+					
	<i>Prorocentrum micans</i>	+	+	+	+	+		
	<i>Protoperidinium steinii</i>							+
	<i>Pyrophacus horologicum</i>	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Scippsiella group</i>	+	+	+	+		+	+
	<i>Scrippsiella hangoei</i>	+	+	+	+	+	+	+
<i>Sclerodinium calyptoglyphe</i>				+				
<i>Spirodinium fusus</i>	+	+	+	+	+	+	+	
<i>Trodinium robustum</i>		+	+	+	+	+	+	
<i>Warnowia</i> sp							+	
Diatomées	<i>Bacteriastrum delicatulum</i>				+	+		+
	<i>Navicula</i> sp	+	+		+			
	<i>Neocalyptrella robusta</i>		+					
	<i>Cerataulina pelagica</i>		+	+				
	<i>Chaetoceros</i> sp						+	+
	<i>Coscinodisus granii</i>					+		
	<i>Ditylum brightwelli</i>				+	+		
	<i>Eucampia zodiacus</i>				+	+		+
	<i>Nitzschia</i> sp	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Proboscia alata</i>					+	+	+
	<i>Melosira</i> sp	+	+	+	+	+	+	+

Spirotriches	<i>Conocylis striata</i>	+	+	+	+	+	+	+
	<i>Strobilidium neptuni</i>		+					
	<i>Strombidium acutum</i>				+			
	<i>Strombidium concium</i>	+	+	+	+		+	
	<i>Laboea strobila</i>	+	+	+				+
	<i>Tintinnopsis rapa</i>					+		
	<i>Tintinnopsis sp</i>					+		
	<i>Cymatocylis vanhoeffeni</i>				+			

+	Présence
---	----------

□	Absence
---	---------

II. Analyse quantitative

Le tableau suivant donne les valeurs du nombre d'individus et le pourcentage des groupes microplanctoniques recensés au niveau de chaque station. Remarquons que les groupes les plus importants sont les dinoflagellés et les diatomées, par contre le groupe de spirotriches est minoritaire (Tableau 2).

Tableau 2: Nombre et pourcentage cellulaire des groupes microplanctoniques.

Station	Etude	Groupes microplanctoniques		
		dinoflagellés	diatomées	spirotriches
S1	Nombre de cellule/L	3450	270	660
	Pourcentage (%)	78,77	6,16	15,07
S2	Nombre de cellule/L	1110	330	540
	Pourcentage (%)	56,06	16,67	27,27
S3	Nombre de cellule/L	2730	630	630
	Pourcentage (%)	68,42	15,79	15,79
S4	Nombre de cellule/L	1590	1200	180
	Pourcentage (%)	53,54	40,40	6,06
S5	Nombre de cellule/L	930	1230	120
	Pourcentage (%)	40,79	53,94	5,26
S6	Nombre de cellule/L	1020	1080	90
	Pourcentage (%)	46,58	49,32	4,11
S7	Nombre de cellule/L	1650	540	90
	Pourcentage (%)	72,37	23,68	4,11

D'une façon générale, le groupe des dinoflagellés est le plus dominant avec un pourcentage de 78,77% (correspondant à 3450 cellule/l) par rapport à 6,16% (270 cellule/l) de diatomées et 15,07% (660 cellule/l) de spirotriches au niveau de la station 1 ; et 72,37% soit 1650 cellule/l par rapport à 23,68% (540 cellule/l) et 4,11 % (90 cellule/l) au niveau de la station 7.

Au niveau des stations S4, S5 et S6, on note un léger équilibre entre les dinoflagellés et les diatomées mais une abondance très faible de spirotriches.

Dans ce tableau on donne les espèces dominantes au niveau de chaque station.

Tableau 3 : Espèces de microplancton dominantes par groupe et par station

Stations	Groupes	Espèce dominante	Cellule/L	Pourcentage/ groupe	Pourcentage/ total
S1	Dinoflagellés	<i>Spirodinium fusus</i>	870	25,21	19,68
		<i>Scrippsiella hangoei</i>			
	Diatomées	<i>Nitzschia</i> sp	210	77,78	4,79
	Spirotriches	<i>Strombidium concicum</i>	480	72,73	10,96
S2	Dinoflagellés	<i>Scrippsiella hangoei</i>	390	35,14	19,70
	Diatomées	<i>Navicula</i> sp	90	27,27	4,55
	Spirotriches	<i>Strombidium concicum</i>	420	77,78	21,21
S3	Dinoflagellés	<i>Spirodinium fusus</i>	600	21,99	15,04
	Diatomées	<i>Nitzschia</i> sp	540	85,71	13,53
	Spirotriches	<i>Strombidium concicum</i>	450	71,43	11,28
S4	Dinoflagellés	<i>Scrippsiella hangoei</i>	540	33,96	18,18
	Diatomées	<i>Nitzschia</i> sp	480	40,00	16,16
	Spirotriches	<i>Conocylis striata</i>	60	33,33	2,02
		<i>Cymatocylis vanhoeffeni</i>			
S5	Dinoflagellés	<i>Alexandrium catenella</i>	120	12,90	5,26
		<i>Gymnodium</i> sp1			
	Diatomées	<i>Nitzschia</i> sp	780	63,41	34,21
	Spirotriches	<i>Tintinnopsis rapa</i>	60	50,00	2,63
S6	Dinoflagellés	<i>Pyrophacus horologicum</i>	300	29,41	13,70
	Diatomées	<i>Nitzschia</i> sp	600	55,56	27,40
	Spirotriches	<i>Conocylis striata</i>	60	66,67	2,74
S7	Dinoflagellés	<i>Spirodinium fusus</i>	330	20,00	14,47
		<i>Scrippsiella hangoei</i>			
		<i>Scrippsiella</i> group			
	Diatomées	<i>Eucampia zodiacus</i>	60	11,11	2,63
	Spirotriches	<i>Conocylis striata</i>	60	66,67	2,63

D'après ce tableau, on voit que dans le groupe de dinoflagellés, l'espèce *Scrippsiella hangoei* est dominante presque dans toutes les stations mais le pourcentage le plus élevé est marquée dans la station 1 (19,68% correspond à 870 cellule/L), et chacune des espèces *Alexandrium catenella*, *Pyrophacus horologicum* et *Scrippsiella group* se trouvent seulement dans les stations 5,6, et 7.

Pour le groupe des diatomées l'espèce *Nitzschia* sp, se trouve aussi dominante dans toutes les stations sauf la 2eme et la 7eme station sachant que le pourcentage le plus élevé atteint 34,21% au niveau de la station 5, concernant les espèces *Navicula* sp et *Eucampia zodiacus* on les trouve dans les stations 2 et 7 respectivement.

Pour le dernier groupe des spirotriches : les espèces *Strombidium concicum*, *Conocylis striata*, *Cymatocylus vanhoeffeni*, *Tintinnopsis rapasont* reparties d'une façon homogène au niveau de toutes les stations.

III. Dynamique de la communauté microplanctonique

Les communautés microplanctoniques des différentes stations ont été étudiées sous différents aspects :

- la composition taxonomique, la distribution spatiale et temporelle des espèces ainsi que leur abondance.
- Indice de diversité et d'équitabilités.
- la diversité spécifique.

III.1. Composition taxonomique du microplancton

L'étude qualitative du microplancton dans toutes les stations a montré la présence de 46 espèces différentes appartenant à 3 classes et à 24 familles différentes (Tableau 4). Les dinoflagellés sont composés de 27 espèces de 12 familles (Goniodomataceae ; céратиaceae ; Gymnodiniaceae ; Dinophysaceae ; Heterocapsaceae ; Cladopyxidaceae ; Peridiniaceae ; Prorocentraceae ; Protoperidiniaceae ; Pyrophacaceae ; Calciodinellaceae ; Warnowiaceae).

Tandis que les diatomées avec 11 espèces de 8 familles (Chaetocerotaceae ; Naviculaceae ; Rhizosoleniaceae ; Coscinodiscaceae ; Lithodesmismaceae ; Hemiaulaceae ; Bacillariaceae ; Melosiraceae). puis les Spirotriches de 8 espèces dépendant de 4 familles (strombidiidae ; strobilidiidae ; Codonellidae ; xystonellidae) (Tableau 4)

Tableau 4: Liste, effectifs des différents groupes des microplanctons rencontrés dans les différentes stations

classe	familles	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7	Total %		
Dinoflagellés	Goniodomataceae	240	0	60	60	120	0	30	2,54	66,16	
	cératiaceae	150	120	30	0	120	90	120	3,14		
	Gymnodiniaceae	930	570	1260	570	330	330	450	22,21		
	Dinophysaceae	0	0	0	30	0	0	0	0,15		
	Heterocapsaceae	0	0	0	0	60	0	0	0,3		
	Cladopyxidaceae	90	90	30	600	90	120	90	5,53		
	Peridiniaceae	0	60	0	0	0	0	0	0,3		
	Prorocentraceae	270	90	210	30	90	0	0	3,44		
	Proto-peridiniaceae	0	0	0	0	0	0	30	0,15		
	Pyrophacaceae	780	90	480	90	30	300	240	10,01		
	Calciodinellaceae	990	390	660	600	90	270	660	18,24		
Warnowiaceae	0	0	0	0	0	0	30	0,15			
Diatomées	Chaetocerotaceae	0	0	0	90	150	270	60	2,84	24,37	
	Naviculaceae	30	90	0	270	0	0	0	1,94		
	Rhizosoleniaceae	0	60	0	0	30	0	120	1,05		
	Coscinodiscaceae	0	0	0	0	30	0	0	0,15		
	Lithodesmisceae	0	0	0	120	60	0	0	0,9		
	Hemiaulaceae	0	0	30	30	30	0	60	0,75		
	Bacillariaceae	210	150	540	120	780	600	270	13,3		
	Melosiraceae	30	60	60	210	150	150	30	3,44		
Spirotriches	Ciliés nus	strombidiidae	660	120	630	120	30	60	90	8,52	9,27
		strobilidiidae	0	90	0	0	0	0	0	0,15	
	Tintinnides	codonellidae	0	0	0	0	90	0	0	0,45	
		xystonellidae	0	0	0	30	0	0	0	0,15	
		Total %	21,82	9,87	19,9	14,8	11,36	10,91	11,4	100	

L'étude de la distribution spatiale de la communauté microplanctonique a montré que les abondances les plus importantes sont majoritairement localisées aux niveaux de la station de cherchell et d'El Djamila.

L'analyse taxonomique du groupe des Dinoflagellés durant la période d'études a montré la présence de 12 différentes familles de dinoflagellés (Tableau 4) avec une abondance très élevée dans la station de cherchell (4380 cellules. l⁻¹) et d'EL Djamila (3990 cellules. l⁻¹). Les deux familles les plus dominantes sont Gymnodiniaceés 22,21% ; suivi par la famille de Calciodinellaceae avec un pourcentage de 18,24%) (Tableau 4). Ces familles sont composées de différentes espèces dont les plus importantes et les plus rencontrées sont: *Gymnodinium simplex* ; *Gymnodinium sp 1* ; *Gymnodinium sp 2* ; *Gymnodinium sp 3* ; *Gymnodinium catenatum* ; *Gyrodinium spirale* ; *Spirodinium fusus* ; *Scrippsiella group* ; *Scrippsiella hangoei*.

Les Diatomées sont classées en seconde position après les dinoflagellés avec une abondance qui varie entre 1230 cellules. l⁻¹ (dans la station d'Azeffoune R63) et 1020 cellules. l⁻¹ (au niveau de la station de Delys).

Quant aux ciliés, seulement une seule classe a été recensée (les Spirotriches) avec 9.27%, composée de 8 différentes espèces, les plus importantes et les plus rencontrées sont: *conocylis striata* ; *laboea strobila* ; *Strombidium acutum* ; *strombidium concium*.

L'étude de la répartition de la communauté des ciliés a montré que les abondances les plus importantes sont majoritairement localisées aux niveaux de station de Cherchell et d'El Djamila avec 660 et 630 cellule.l⁻¹ respectivement. Cependant la zone de Delys possède une très faible abondance de 60 cellule.l⁻¹.

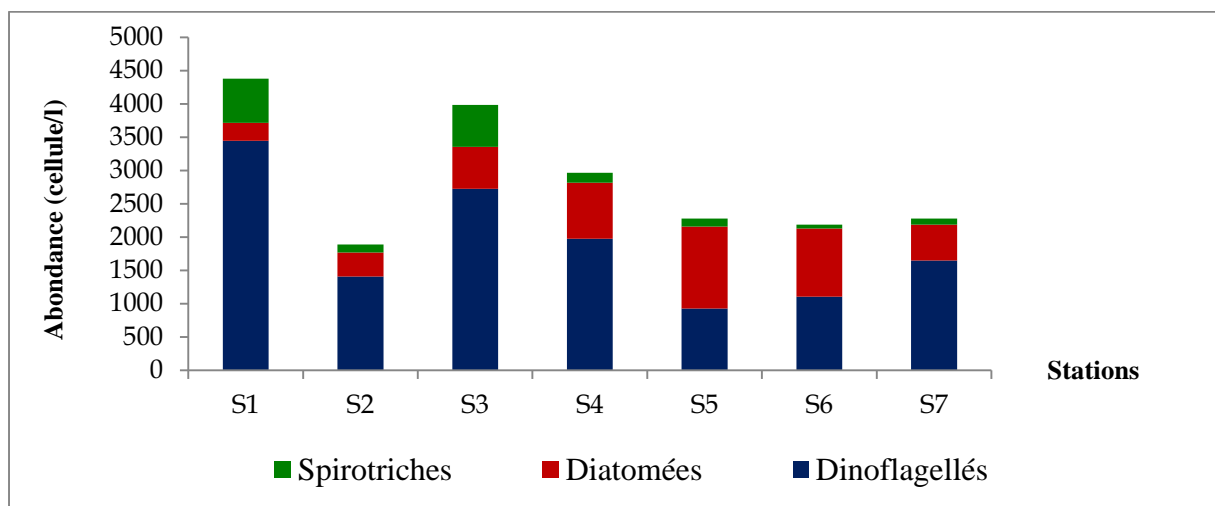


Figure 21: Distribution spatio-temporelle des différents groupes microplanctoniques.

Les dinoflagellés et les diatomées sont présents au niveau de toutes les stations avec une abondance très élevée des dinoflagellés dans la station 1 et 3 et une abondance moyenne des diatomées dans les station 4, 5 et 6. Les spirotriches présentent les plus faibles abondances dans toutes les stations surtout dans la station 6. (Figure 21).

III.2. Structure de la communauté microplanctonique

III.2.1. Indice de diversité

Pour comparer la diversité spécifique, l'indice de Shannon-Weaver a été calculé pour les différentes stations La formule est la suivante :

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \log p_i$$

Où :

p_i = abondance proportionnelle ou pourcentage d'importance de l'espèce : $p_i = n_i/N$;

S = nombre total d'espèces;

n_i = nombre d'individus d'une espèce dans l'échantillon;

N = nombre total d'individus de toutes les espèces dans l'échantillon.

III.2.2. Indice d'équitabilité

L'indice d'équitabilité de Piélou (J') accompagne souvent l'indice de Shannon. Il permet de mesurer la répartition des individus au sein des espèces. (Pedel *et al.*, 2013)

$$J' = H'/H'_{\max}$$

$H'_{\max} = \log S$ (S = nombre total d'espèces)

III.2.3. Richesse spécifique

La richesse spécifique S est le nombre d'espèces d'une communauté, elle correspond au nombre d'espèces différentes rencontrées dans notre échantillon.

Tableau 5: Indices s de Shannon (H' en bits/ind), Equitabilité (J') et Richesse spécifique (S) de différentes stations étudiées.

Station \ indice	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7
H'	3,31	3,85	3,51	3,86	3,72	3,31	3,74
J'	0,46	0,64	0,50	0,58	0,59	0,54	0,60
S	17	23	18	22	23	14	21

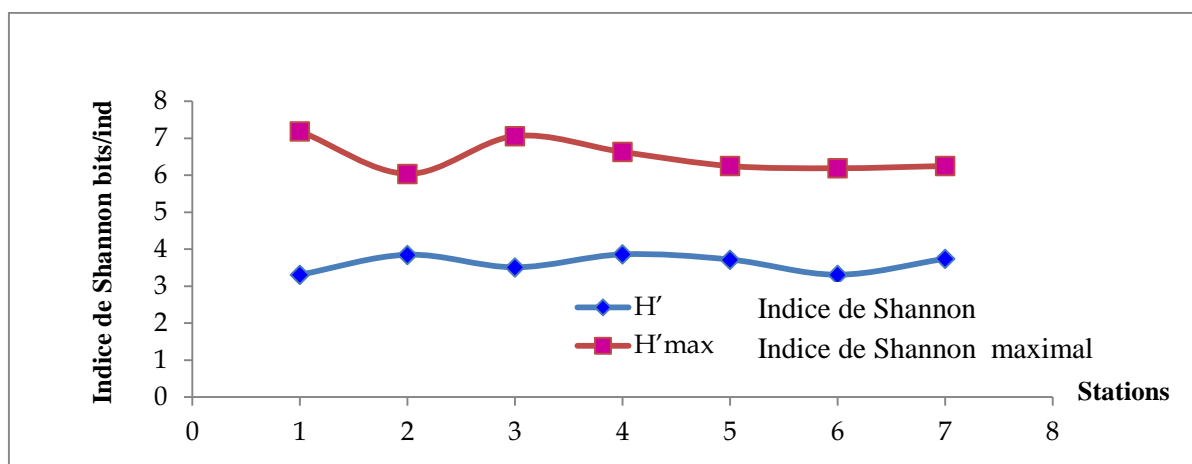


Figure 22: Évolution des valeurs moyennes mensuelles de l'indice de Shannon (H') et de l'indice de Shannon maximal ($H'max$) au niveau des stations

Le calcul de l'indice de diversité de Shannon H' et d'équitabilité (J') montre que la plus part des stations (S2, S4, S5, S7) (Tableau 5) marquent des valeurs supérieures à 3,51 et 0,5 bits/ind respectivement. Les valeurs de l'indice de Shannon H' sont presque optimale, ce qui confirme qu'il n'y a aucune dominance d'une espèce particulière. Ces stations présentent une richesse spécifique élevée.

La valeur de l'indice de diversité de Shannon H' , au niveau de la station 3 est de 3,51 bits/ind et l'indice d'équitabilité (J') égale à 0,50 bits/ind ce qui explique la présence d'une richesse spécifique moyenne.

Pour les stations S1 et S6 (Tableau 5), elles ont une valeur minimale de l'indice de diversité de 3,31 bits/ind par rapport aux autres stations. Ceci peut être expliqué dans la station 1 par la dominance relative des deux espèces *Spirodinium fusus* et *Scippsiella hangei* qui possèdent le même pourcentage qui est de 19,86 %, et dans la station 6 par l'abondance relative de *Nitzschia* sp avec 27,40% par rapport à la population microplanctonique totale de toute la station.

IV. Analyse en composantes principales

L'Analyse en composantes principales (ACP) est une méthode statistique essentiellement descriptive : son objectif est d'explorer la corrélation entre les variables et de regrouper les individus qui se comportent de la même manière (Philippeau, 1986).

Tableau 6: Statistiques descriptives :

Variable	Minimum	Maximum	Moyenne	Ecart-type
Dinoflagellés	930,0000	3450,0000	1894,2857	909,6860
Diatomées	270,0000	1230,0000	698,5714	349,7346
Spirotriches	60,0000	660,0000	261,4286	263,6556
Ab totale	1890,0000	4380,0000	2854,2857	971,4055
Température	15,3788	16,4810	15,8050	0,4421
Salinité	36,1624	36,9566	36,3933	0,2736

Tableau 7: Matrice de corrélation (Pearson (n)) :

Variables	Dinoflagellés	Diatomées	Spirotriches	Ab totale	Température	Salinité
Dinoflagellés	1	-0,6673	0,9195	0,9458	0,5359	0,1277
Diatomées	-0,6673	1	-0,5001	-0,4006	-0,8809	-0,2249
Spirotriches	0,9195	-0,5001	1	0,9525	0,5013	-0,0193
Ab totale	0,9458	-0,4006	0,9525	1	0,3208	0,0334
Température	0,5359	-0,8809	0,5013	0,3208	1	-0,2047
Salinité	0,1277	-0,2249	-0,0193	0,0334	-0,2047	1

Ce tableau n'est autre que celui des coefficients de corrélation des variables prises 2 par 2 sont compris entre -1 et 1.

La variable de corrélation permet de définir des liens entre chaque variable, ces liens peuvent être de deux natures soit connotées positivement (corrélation) ou alors antagonistes (anti-corrélation).

Les dinoflagellés, Spirotriches et Ab totale ont une forte corrélation. La salinité ne possède pas de corrélation avec les autres variables. On peut s'attendre à une indépendance de ces deux variables.

Tableau 8: Valeurs propres

	F1	F2	F3	F4	F5
Valeur propre	3,6825	1,1517	1,0804	0,0833	0,0020
Variabilité (%)	61,3753	19,1958	18,0064	1,3888	0,0337
% cumulé	61,3753	80,5711	98,5775	99,9663	100,0000

Ce tableau signifie que le premier axe (F1) permet d'expliquer 61,38% de la variance totale du nuage de points, alors que le second axe (F2) permet d'expliquer 19,20% de la variance totale.

En projetant donc chaque individu sur un plan F1 F2, on conserve donc 61,38+19,20 soit 80,58% de la variance totale (donc on contribue à une bonne qualité de représentation).

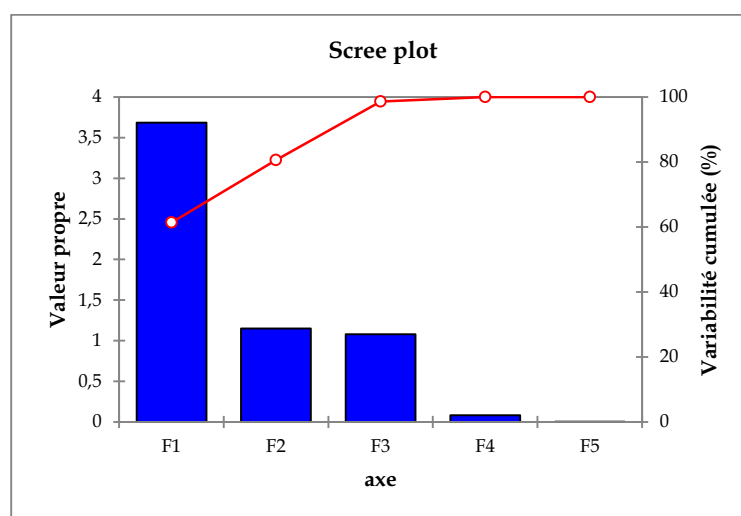


Figure 23: Valeurs propres et Variabilité cumulé (%) en fonction des axes principaux

On remarque ici que le pourcentage d'inertie expliqué par la 1^{ère} dimension qui est de l'ordre de **61,20%** et par la 2^{ème} dimension qui est de l'ordre de **19,20%**, les axes sont en orthogonaux. On peut additionner les pourcentages d'inertie de plusieurs axes, ainsi la 1^{ère} et la 2^{ème} dimension va expliquer **80,58%**d'information.

Cela signifie que les six variables initiales sont résumées par deux dimensions alors on récupère **80,58%** de l'information contenu dans le tableau. Aussi la 1^{ère} et la 3^{ème} dimension explique **79.38%** d'information totale.

Autrement dit nous avons un excellent résumé qui synthétise presque parfaitement les six variables. Sur les dernières dimensions ; il y'a très peu d'informations, donc il n'est pas nécessaire d'aller visualiser les dimensions suivantes.

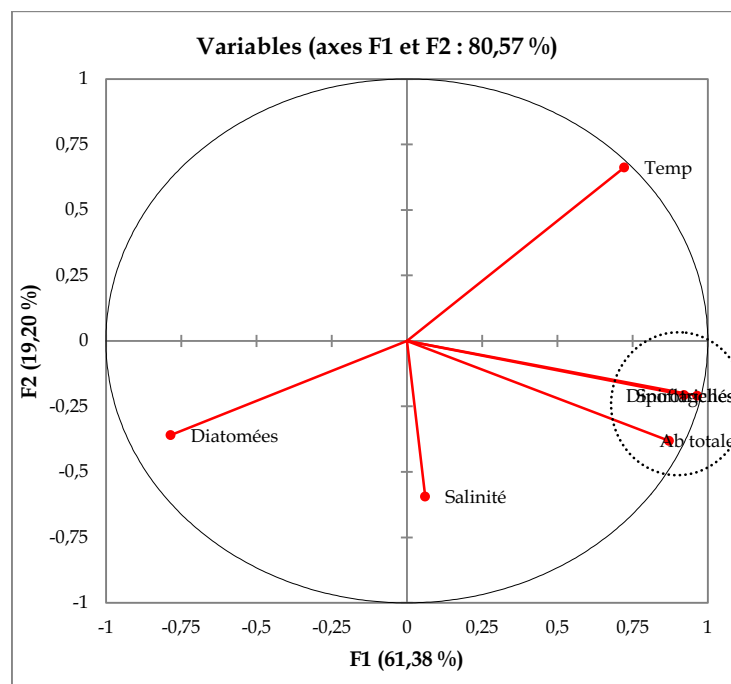


Figure 24:L'analyse en composantes principales des différents groupes microplanctoniques en relation avec les facteurs environnementaux (F1 et F2)

Afin de mettre en évidence les liens entre les variables des conditions du milieu au niveau de chaque station, une ACP normée a été réalisée à partir des valeurs des paramètres environnementaux.

L'étude graphique (figure 24) ne doit porter que sur les variables se trouvant proches du cercle des corrélations, c'est-à-dire celles qui sont suffisamment représentées (Pilipeau ,1986). Dans notre cas, elles sont toutes proches du cercle. Seule la variable : salinité qui est légèrement éloignée de ce dernier.

L'analyse en composantes principales a permis l'illustration de ces paramètres autour de l'axe F1 et F2 (Figure 24)

L'axe F1, expliquant 61,38% de la variabilité des paramètres environnementaux, sélectionne positivement le groupe G1 qui est composé essentiellement des dinoflagellés et des spirotriches (Figure 24), qui sont fortement corrélés avec l'abondance totale du microplancton

expliquant respectivement les corrélations suivantes ($r = 0,9458$), ($r = 0,9525$). Ces variables sont très proches du cercle ce qui signifie qu'elles sont très bien représentées.

Aussi, la température est corrélée significativement avec les dinoflagellés ($r = 0,5359$), et les spirotriches ($r = 0,5013$)

L'axe F2, représentant 19,20% de la variabilité, sélectionne positivement un seul paramètre qui est la température celle-ci est très proche du cercle donc très bien représentée.

Les variables : diatomées et T°C sont situées sur la même direction mais en opposition ; ceci signifie que l'une augmente quand l'autre diminue.

D'après les études réalisées par **Estrada et al., (1988)**, **Berdalet et al., (2007)** il a été montré que les diatomées se développent préférentiellement dans des eaux à basse température contrairement aux dinoflagellés.

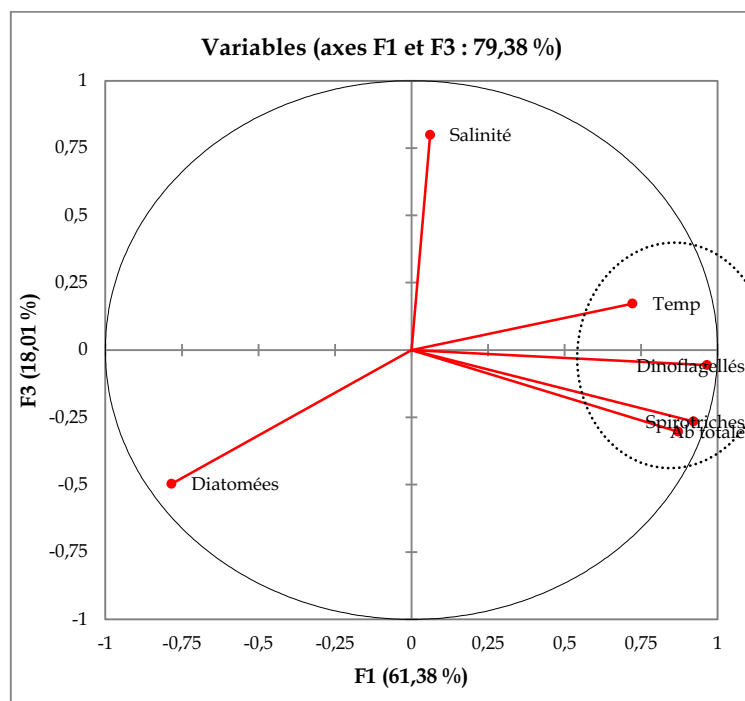


Figure 25: L'analyse en composantes principales des différents groupes microplanctoniques en relation avec les facteurs environnementaux (F1 et F3)

L'analyse en composantes principales des différents groupes microplanctoniques en relation avec les facteurs environnementaux par rapport aux axes F2 et F3 confirme l'existence d'une corrélation entre les dinoflagellés, les spirotriches, l'abondance totale et la température.

V. Analyse Factorielle des Correspondances (AFC) et Classification Ascendante Hiérarchique (CAH)

Dans cette partie nous avons écarté toutes les espèces rencontrées aux niveaux de toutes les stations étudiées (Annexe 4).

Dans une première étape, les AFC et les CAH ont été réalisées à partir d'une matrice stations –espèces: 7stations et 44 espèces. Les résultats obtenus à partir de cette matrice ainsi que les représentations graphiques dans les deux plans (cas de l'AFC) sont difficilement exploitables et interprétables en raison du nombre trop élevé d'espèces inclus dans la matrice,

V.1. Analyse Factorielle des Correspondances (AFC) (Tableau 9 et 10) (Figure 26 a, b, c)

L'AFC permet grâce à des représentations graphiques, de construire des nuages de points représentant les espèces dans un espace. Le nuage de « points lignes » ou de « points colonnes » s'étire le long d'une direction privilégiée correspondant à l'axe factoriel.

Chaque axe factoriel est caractérisé par une valeur propre traduisant l'inertie du nuage de points le long de l'axe.

Pour le codage des espèces, il a été procédé comme suit :

Exemple : *Alexandrium affine* (Aa). Parfois si deux taxons ont les mêmes premières lettres du genre et espèces, on rajoute la deuxième lettre du genre ou de l'espèce pour différencier les taxons.

Tableau 9: contributions absolues des principales stations et espèces aux premiers axes de l'AFC réalisée sur la matrice formée de 44 lignes (espèces) et 7 colonnes.

F1				F2				F3			
Côté (-)		Côté (+)		Côté (-)		Côté (+)		Côté (-)		Côté (+)	
<i>Cli</i>	0,69	<i>Ac</i>	2,32	<i>Clo</i>	2,43	<i>Ac</i>	0,35	<i>Clo</i>	1,38	<i>Tr</i>	0,79
<i>Ct</i>	0,92	<i>Csp</i>	2,32	<i>Gs</i>	1,39	<i>Ct</i>	0,39	<i>Pc</i>	1,38	<i>Ac</i>	0,79
<i>Ls</i>	0,57	<i>Gs</i>	2,32	<i>Pc</i>	2,43	<i>Csp</i>	0,35	<i>Ps</i>	1,19	<i>Ct</i>	0,92
<i>Cp</i>	0,63	<i>Gsp</i>	1,22	<i>Nasp</i>	1,41	<i>Gs</i>	0,35	<i>Wsp</i>	1,19	<i>Csp</i>	0,79
<i>S1</i>	0,55	<i>Ht</i>	2,32	<i>Nr</i>	2,43	<i>Ht</i>	0,35	<i>Nr</i>	1,38	<i>Gs</i>	0,79
<i>S2</i>	0,28	<i>Bd</i>	1,48	<i>Sn</i>	2,43	<i>Ps</i>	0,52	<i>Chsp</i>	1,71	<i>Tsp</i>	0,79
<i>S3</i>	0,40	<i>Cg</i>	2,32	<i>S2</i>	1,07	<i>Pa</i>	0,72	<i>Sn</i>	1,38	<i>Ht</i>	0,79
<i>S7</i>	0,07	<i>Tr</i>	2,32	<i>S4</i>	0,56	<i>Sl</i>	0,17	<i>S2</i>	0,58	<i>Cg</i>	0,79
		<i>Tsp</i>	2,32			<i>S3</i>	0,09	<i>S6</i>	0,75	<i>S1</i>	0,39
		<i>S4</i>	0,38			<i>S5</i>	0,15	<i>S7</i>	0,50	<i>S3</i>	0,19
		<i>S5</i>	1,38			<i>S6</i>	0,58			<i>S4</i>	0,15
		<i>S6</i>	0,18			<i>S7</i>	0,23			<i>S5</i>	0,33

Tableau 10: Valeurs propres et pourcentages d'inertie

	F1	F2	F3
Valeur propre	0,3566	0,1936	0,1782
Inertie (%)	34,3884	18,6709	17,1885
% cumulé	34,3884	53,0593	70,2477

L'analyse factorielle des correspondances (AFC) a permis la discrimination des cinq groupes (G1, G2, G3, G4 et G5) autour des axes F1, F2 et le F3 (Figure). Les trois axes expliquent 70,24% de l'inertie totale (Tableau).

L'axe F1, expliquant 34,38 % de l'inertie totale (Tableau 10) et sélectionne d'une part, négativement les prélèvements des stations S1, S2, S3 et S7. Ces prélèvements sont associés aux quatre espèces microplanctoniques les plus abondantes comme : *Ceratium lineatum*, *Ceratium tripos*, *Laboea strobila*, *Cerataulina pelagica*.

D'autre part positivement les trois stations (S4, S5 et S6) qui sont associées avec les espèces les plus abondantes suivantes : *Alexandrium catenella*, *cochloidium* sp, *Gyrodinium spirale*, *Gymnodinium* sp 1, *Heterocapsa triquetra*, *Bacteriastrum delicatulum*, *Coscinodiscus granii*, *Tintinnopsis rapa*, *Tintinnopsis* sp.

L'axe F2, représentant 18,67 % de l'inertie totale (Tableau 10), sélectionne d'une part positivement toutes les stations sauf la station S2 et S4 strictement associées aux sept espèces microplanctoniques les plus abondantes telle que : *Alexandrium catenella*, *Ceratium tripos*, *Cochloidium* sp, *Gyrodinium spirale*, *Heterocapsa triquetra*, *Protoperidinium steinii* et *Proboscia alata*.

D'autre part négativement les deux stations S2 et S4 qui sont associées avec les espèces microplanctoniques : *Ceratium longipes*, *Gymnodinium simplex*, *Protoperidinium steinii*, *Navicula* sp, *Neocalyptrella robusta*, *Strobilidium neptuni*.

L'axe 3, représentant 17,18 % de l'inertie totale (Tableau 10), au niveau de sa partie positive il oppose les prélèvements des quatre stations (1, 3, 4 et 5), ces prélèvements sont associés avec les espèces microplanctoniques les plus importantes comme : *Trodinium robustum*, *Ceratium tripos*, *Tintinnopsis* sp et *Coscinodiscus granii*.

Contrairement à sa partie négative où il sélectionne les prélèvements des trois stations (2, 6 et 7) qui sont associées avec les espèces les plus abondantes également : *Peridiniella catenata*, *Protoperidinium steinii*, *Warnowia* sp, *Strobilidium neptuni*.

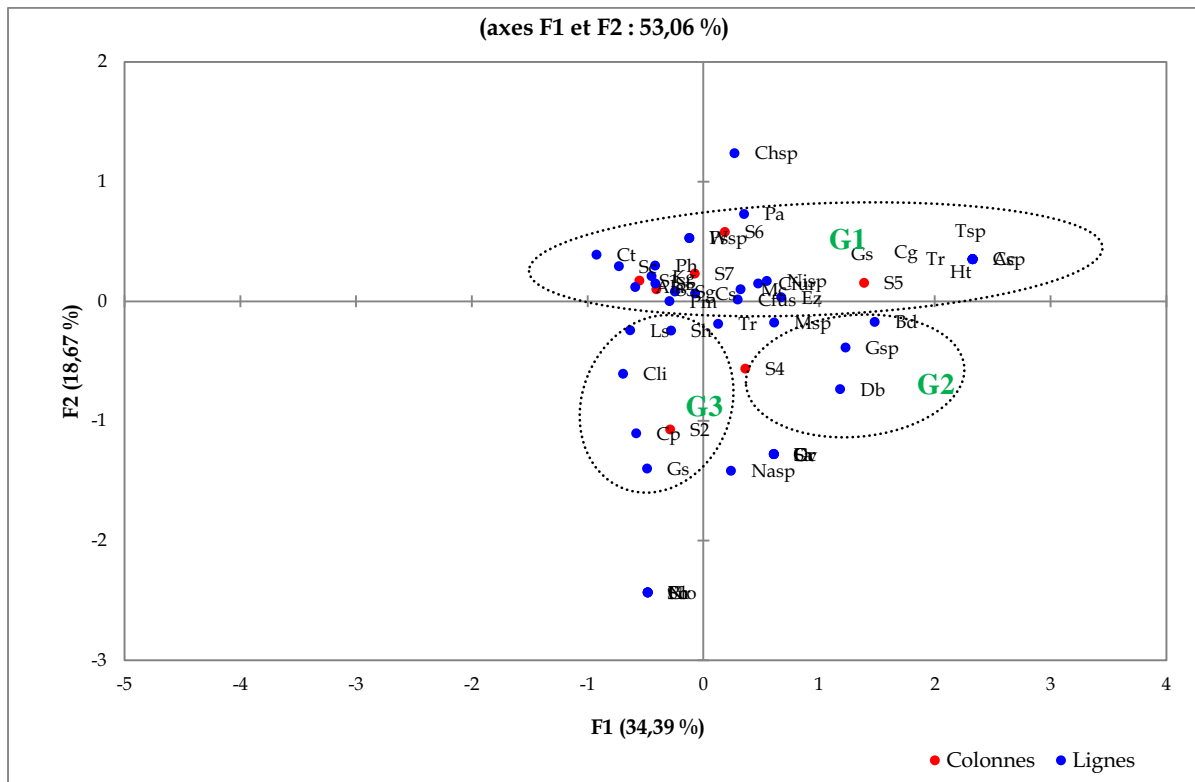


Figure 26(a) : L'analyse factorielle des correspondances des différentes espèces microplanctoniques identifiées en relation avec les stations d'échantillonnages (F1 et F2)

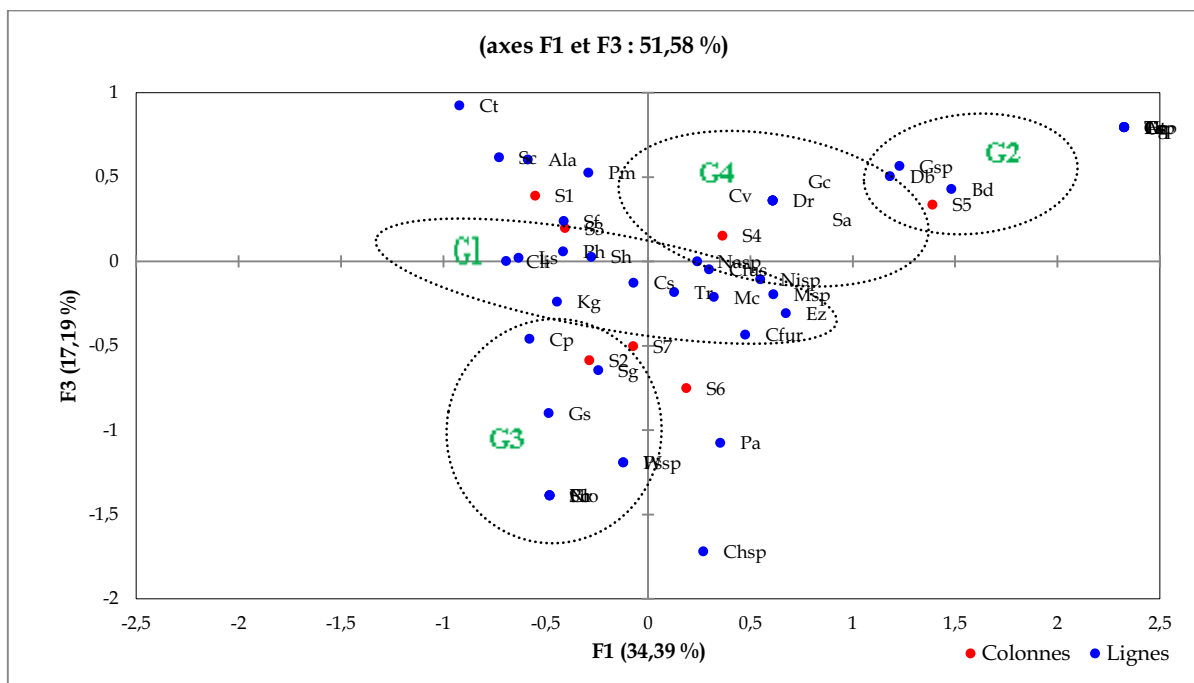


Figure 26(b) : L'analyse factorielle des correspondances des différentes espèces microplanctoniques identifiées en relation avec les stations d'échantillonnages (F1 et F3)

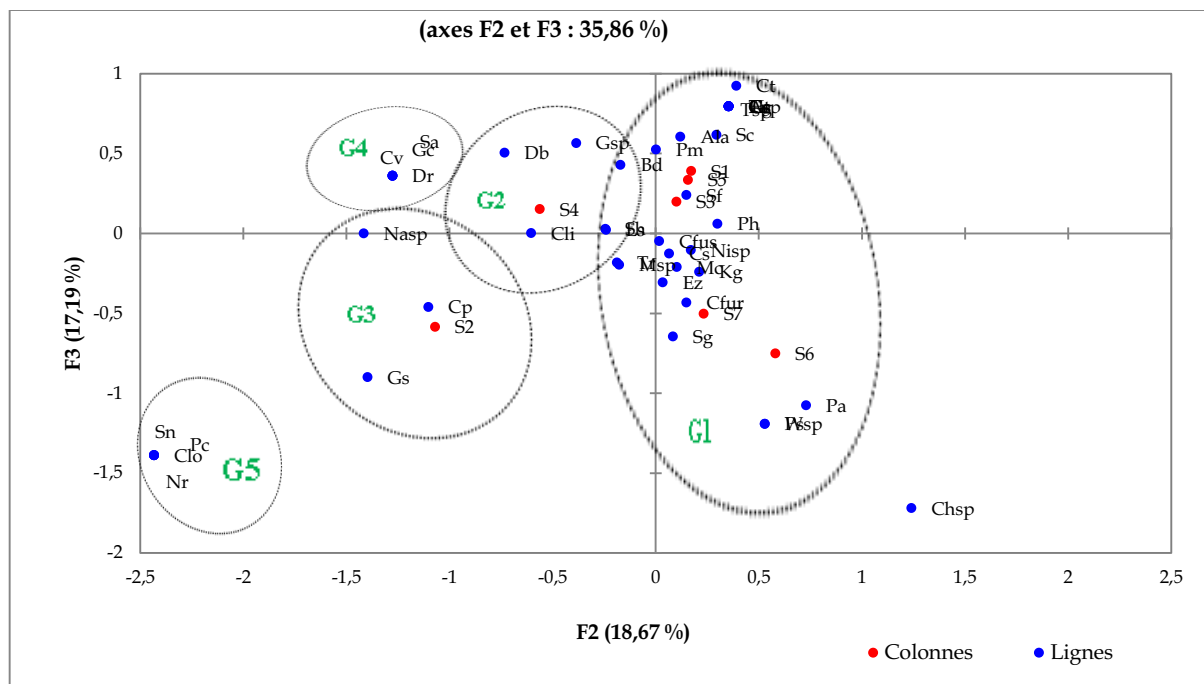


Figure 26 (c): L'analyse factorielle des correspondances des différentes espèces microplanctoniques identifiées en relation avec les stations d'échantillonnages (F2 et F3)

Plan F1-F2 (Figure 26 (a))

L'axe 1, dans sa partie positive sélectionne les groupes G1 et G2, ces derniers sont ceux dont les contributions absolues sont les plus élevées autour de F1 et dans sa partie négative sélectionne le groupe G3, tandis que l'axe 2 met en opposition le groupe G1 dans le côté positif et les groupes G2 et G3 dans le côté négatif, les espèces microplanctoniques du groupe G3 sont ceux qui influent le plus l'axe 2, car ils représentent des contributions absolues les plus élevées autour de cet axe. Le groupe G1 regroupe les espèces microplanctoniques des dinoflagellés (*Alexandrium catenella*), diatomées (*Nitzschia* sp) et spirotriches (*Tintinnopsis* sp).

Les prélèvements de diverses stations sont constitués par des espèces dinoflagellés (*Heterocapsa triquetra*, *Alexandrium catenella*), de diatomées (*Melosira* sp, *Nitzschia* sp) et de ciliées (*Tintinnopsis rapa*, *Strombidium concium*) avec les prélèvements des stations S1, S3, S5, S6 et S7. Le groupe G2 est constitué par des espèces de dinoflagellés (*Gymnodinium* sp), de diatomées (*Bacteriastrum delicatulum*); associées avec la station S4

Le groupe G3 regroupe les espèces de dinoflagellés (*Gymnodinium simplex*) de diatomées (*Cerataulina pelagica*, *Navicula* sp) avec la station S2.

Plan F1-F3 (Figure 26 (b))

Dans le plan 1-3, il y a formation des quatre groupes G1, G2, G3 et G4 autour des deux axes F1 et F3. Ces groupes sont sélectionnés par des espèces microplanctoniques et des prélèvements dont les contributions absolues sont les plus influents sur les axes F1 et F3.

Les groupes G1 et G3 sont sur les parties négatives des Axes F1 et F3 et les groupes G2 et G4 sont sur les parties positives des axes F1 et F3. Le groupe G4 est composé par des espèces

microplanctoniques de dinoflagellés (*Gymnodinium catenatum*, *Dinophysis rotundata*) et des ciliés (*Cymatocylis vanhoeffeni*, *Strombidium acutum*) associées avec les prélèvements de la station S4.

Plan 2-3(Figure 26 (c))

Dans le plan 1-3, il y a composition de cinq groupes G1, G2, G3, G4 et G5 autour des axes F2 et F3, c'est-à-dire il y a une apparition de nouveau groupe G5 spécialement autour de l'axe F3, ce groupe est constitué par des espèces microplanctoniques de dinoflagellés et de ciliés telle que : *Ceratium longipes*, *Peridiniella catenata*, *Neocalyptrella robusta* et *Strombidium neptuni*.

VI. Classification Ascendante Hiérarchique (CAH)

La CAH c'est une méthode d'analyse de données, son objectif est de classer des individus ayant un comportement similaire sur un ensemble de variables. Pour notre étude les résultats sont comme suit :

VI.1. CAH des espèces

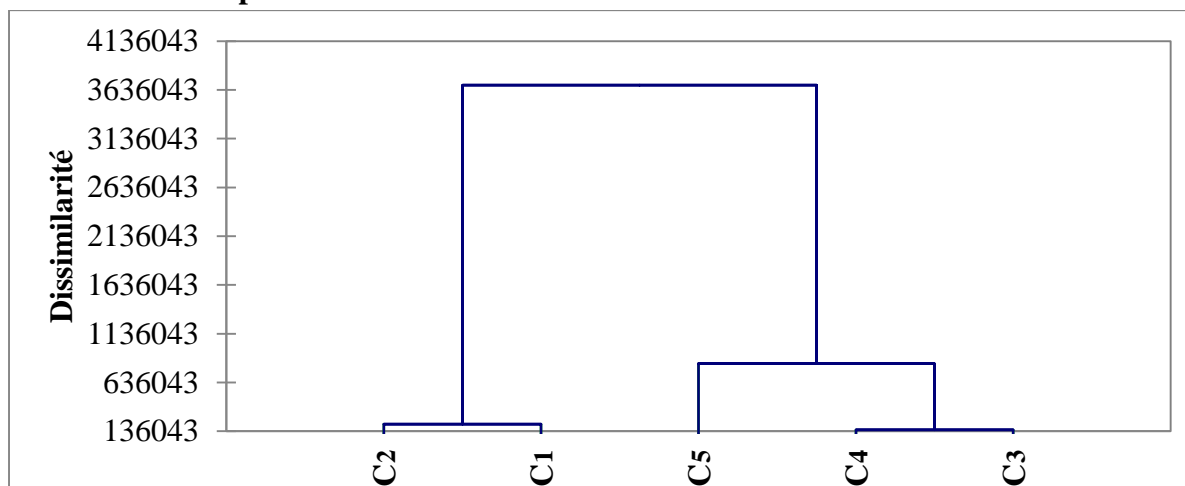


Figure 27: Le dendrogramme des différentes classes des espèces récoltées dans notre site d'étude

Le dendrogramme de la classification montre cinq principales classes d'espèces développées dans le tableau suivant:

Tableau11 : principales classes d'espèces développées

Classe1	Classe2	Classe3	Classe4	Classe5
<i>Gymnodinium</i> sp 1	<i>Alexandrium catenella</i>	<i>Pyrophacus horologicum</i>	<i>Scrippsiella hangoei</i>	<i>Nitzschia</i> sp
<i>Katodinium glaucum</i>	<i>Ceratium furca</i>	<i>Spirodinium fusus</i>		
<i>Micracanthodinium claytonii</i>	<i>Ceratium fusus</i>			
<i>Prorocentrum micans</i>	<i>Ceratium lineatum</i>			
<i>Scrippsiella</i> group	<i>Ceratium longipes</i>			
<i>Trodinium robustum</i>	<i>Ceratium tripos</i>			

<i>Bacteriastrum delicatulum</i>	<i>Cochlodinium</i> sp			
<i>Navicula</i> sp	<i>Dinophysis rotundata</i>			
<i>Chaetoceros</i> sp	<i>Gymnodinium simplex</i>			
<i>Ditylum brightwelli</i>	<i>Gymnodinium catenatum</i>			
<i>Melosira</i> sp	<i>Gyrodinium spirale</i>			
<i>Conocylis striata</i>	<i>Heterocapsa triquetra</i>			
	<i>Peridiniella catenata</i>			
	<i>Protoperidinium steinii</i>			
	<i>Warnowia</i> sp			
	<i>Neocalyptrella robusta</i>			
	<i>Cerataulina pelagica</i>			
	<i>Coscinodisus granii</i>			
	<i>Eucampia zodiacus</i>			
	<i>Proboscia alata</i>			
	<i>Strobilidium neptuni</i>			
	<i>Strombidium acutum</i>			
	<i>Laboea strobila</i>			
	<i>Tintinnopsis rapa</i>			
	<i>Tintinnopsis</i> sp			
	<i>Cymatocylis vanhoeffeni</i>			

La classe 1 rassemble les espèces microplanctoniques: *Katodinium glaucum*, *Micracanthodinium claytonii*, *Prorocentrum micans*, *Scrippsiella group*, *Trodinium robustum*, *Gymnodinium* sp 1, *Melosira* sp, *Bacteriastrum delicatulum*, *Chaetoceros* sp, *Navicula* sp, *Ditylum brightwelli*, *Conocylis striata*.

La classe 2 réunit les espèces suivantes : *Alexandrium catenella*, *Ceratium furca*, *Ceratium fusus*, *Ceratium lineatum*, *Ceratium longipes*, *Ceratium tripos*, *Cochlodinium* sp, *Dinophysis rotundata*, *Gymnodinium simplex*, *Gymnodinium catenatum*, *Gyrodinium spirale*, *Heterocapsa triquetra*, *Peridiniella catenata*, *Protoperidinium steinii*, *Warnowia* sp, *Neocalyptrella robusta*, *Cerataulina pelagica*, *Coscinodisus granii*, *Eucampia zodiacus*, *Proboscia alata*, *Strobilidium neptuni*, *Strombidium acutum*, *Laboea strobila*, *Tintinnopsis rapa*, *Tintinnopsis* sp, *Cymatocylis vanhoeffeni*.

La classe 3 regroupe les deux espèces suivantes : *Pyrophacus horologicum* et *Spirodinium fusus*.

Les classes 4 et 5 contiennent chacune une seule espèce : *Scrippsiella hangoei*, *Nitzschia* sp respectivement.

Chaque classe est représentée avec ses propres espèces par le dendrogramme suivant :

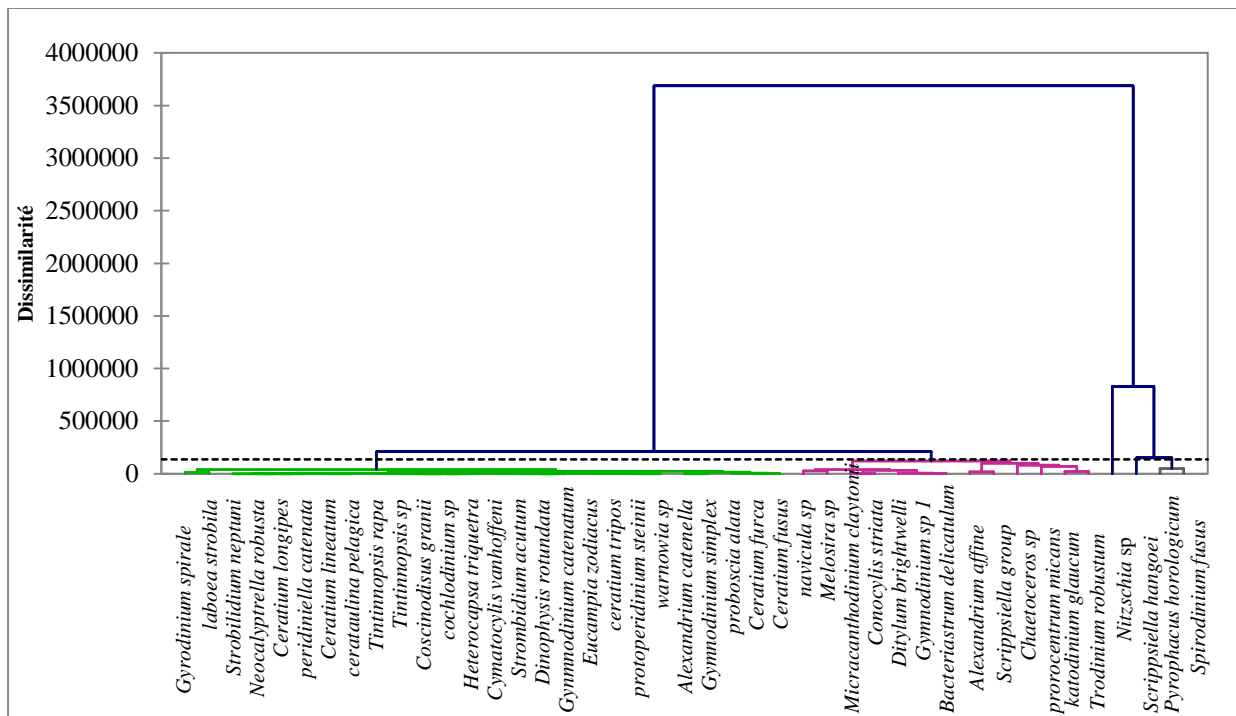


Figure 28: L'analyse en dendrogramme des espèces récoltées dans notre site d'étude durant toutes les périodes d'échantillonnage.

Tableau 12 : les objets centraux

Classe	Objet central
1	<i>Micracanthodinium claytonii</i>
2	<i>Cochlodinium</i> sp
3	<i>Pyrophacus horologicum</i>
4	<i>Scrippsiella hangoei</i>
5	<i>Nitzschia</i> sp

Ce tableau montre les espèces représentatives de chaque classe, chaque espèce présentée détient une grande affinité par rapport aux autres espèces de la même classe.

Pour comparer l'abondance des espèces de chaque classe dans les différentes stations on a le profil suivant :

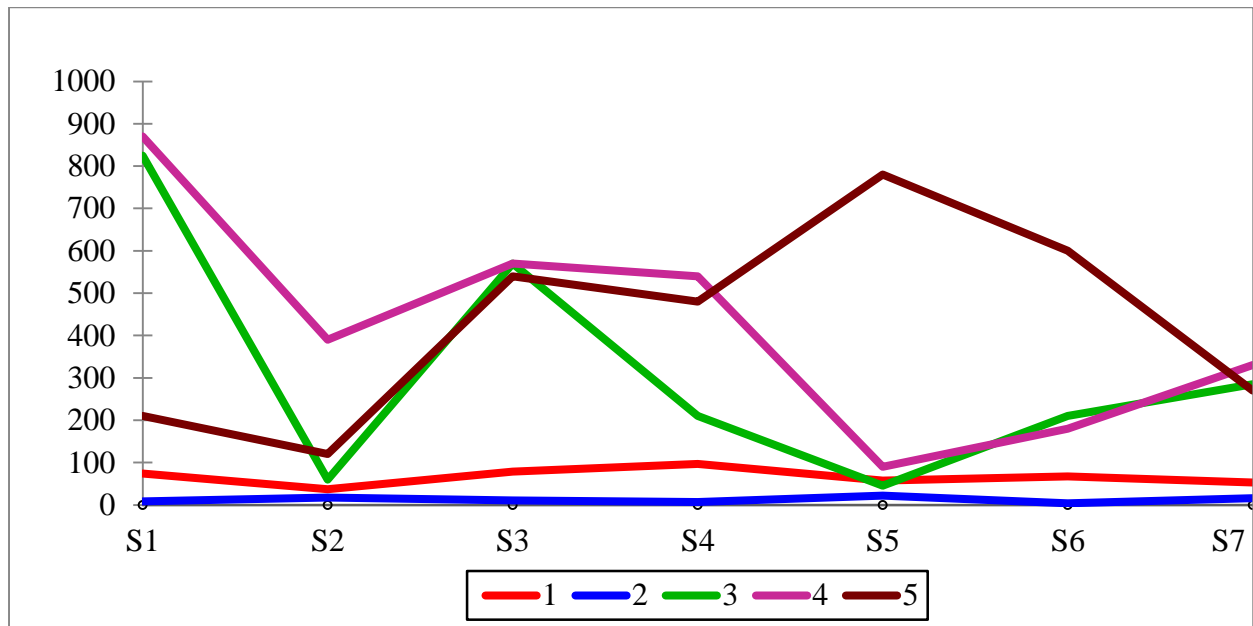


Figure 29: Profil des classes dans les différentes stations de prélèvement

Ce profil montre les barycentres des différentes classes par rapport aux différentes stations, on observe que les espèces de la classe 1 et 2 se caractérisent par une faible abondance dans toutes les stations ;

Pour la classe 3 : les espèces se trouvent en forte abondance dans la station 1 (825 ind/l), cette valeur décroît une fois dans la station 2, puis commence à croître une seconde fois dans la station 3 et diminue encore dans toutes stations restantes,

Classe 4 : les espèces sont abondantes dans la station 1^e et décroissent au fur et à mesure dans la station 2,

Une fois dans la station 3, la valeur augmente puis se stabilise dans la station 4

Vers la station 5 : on marque une diminution du nombre des espèces.

La classe 5 se caractérise par une faible abondance au niveau des stations 1^e et 2, cette dernière augmente continuellement dans les stations 2, 3, 4, 5,

Les stations 6 et 7 ; marquent une diminution de nombre des espèces

Ces variations peuvent être expliquées par les changements des paramètres environnementaux qui influent sur la répartition des espèces dans chaque station.

VIII. Discussion générale

L'inventaire floristique et faunistique que nous avons dressé, nous a permis de mettre en évidence une composition spécifique des dinoflagellés, des diatomées et des ciliés, les espèces de ces derniers sont très voisines de celles répertoriées au cours des travaux antérieurs le long des côtes Algériennes (Gaumer, 1981 ;Ounnissi & Frehi, 1999 ; Touahria et al., 2006 ; Touahria et al., 2007 et Touahria & Seridji., 2010). Les analogies sont nombreuses avec les inventaires des travaux précédents. Les quelques différences tiennent au mode et au choix de la zone de prélèvement.

Les dinoflagellés hétérotrophes sont généralement de tailles différentes, et sont assez mal échantillonnés par la technique de prélèvement à la bouteille. Nous avons tenté de classer les espèces les plus fréquentes en une seule catégorie en se basant sur leurs distributions temporelles. Durant notre travail plusieurs espèces de dinoflagellés hétérotrophes sont identifiées, mais les plus fréquentes sont : *Ceratium furca*, *Protoberidinium steinii*, *Gyrodinium spirale*, *Gyrodinium sp* et *Prorocentrum micans*.

La composition microplanctonique indique que les espèces de dinoflagellés sont les plus abondantes avec un pourcentage de 58,70%, les espèces les plus fréquentes sont *Scrippsiella hangoei*, *Scrippsiella group* et *Spirodinium fusus* ; suivies des diatomées avec 23,91% dont l'espèce la plus fréquente est *Netzschia sp*.

Ainsi que les résultats de l'analyse qualitative des ciliés qui indiquent un nombre de 8 espèces appartenant au groupe des Spirotriches (17,39%) dont l'identification a été basée essentiellement sur la forme de la cellule. Les espèces les plus fréquentes telles que, *Laboea strobila*, *Strombidium conicum* et *Conocylis striata*, présentent une répartition verticale et temporelle dans nos stations d'étude.

Pour avoir une idée plus exacte sur la composition spécifique des communautés microplanctoniques, il serait nécessaire de multiplier les prélèvements à la bouteille et au filet sur plusieurs années, à différentes profondeurs et de déterminer certaines espèces avec plus de précision.

VIII.1. L'étude de la dynamique du microplancton en relation avec les paramètres physiques :

La répartition spatiale du microplancton dans les différentes stations étudiées, représentée au niveau de la (figure30) indique que : la station S1 abrite le pourcentage le plus haut, soit 22 %. Alors que la station S3 abrite un pourcentage de 20 %. Cependant c'est la station S2, qui abrite le pourcentage le plus faible de 10 %. Les stations S5, S6 et 7 présentent des pourcentages égaux de 11%, Ceci est lié vraisemblablement à l'interaction de plusieurs facteurs.

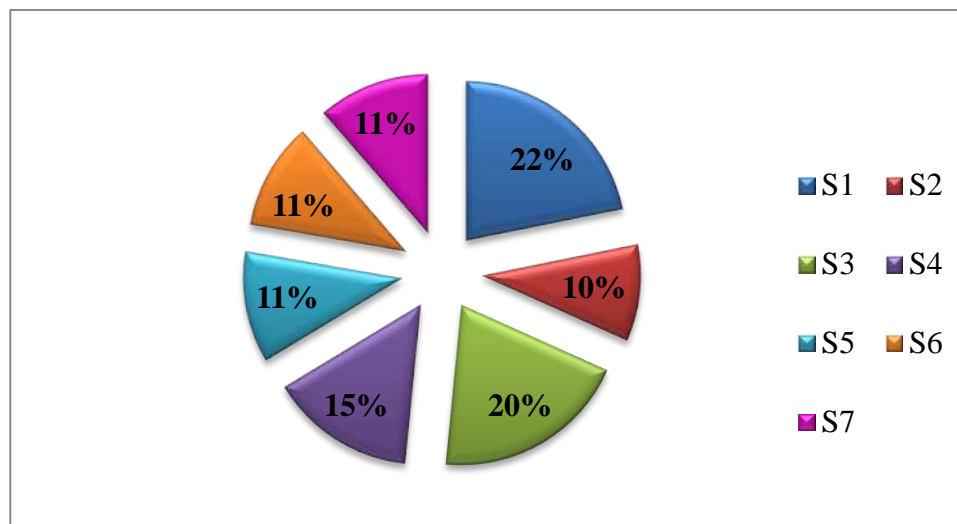


Figure 30: Répartition spatiale des taux microplanctoniques (%) dans les différentes stations étudiées.

VIII.2. Relations du plancton avec le milieu

La distribution des organismes planctoniques dans la colonne d'eau ne se fait pas d'une façon aléatoire, plusieurs facteurs régissent la profondeur à laquelle le phytoplancton sera trouvé. Certains de ces facteurs sont liés à l'environnement : la température de l'eau, la quantité de lumière présente, la présence de nutriments, le niveau d'oxygène présent, le pH de l'eau et la turbulence de celle-ci (**Weithoff, 2003 in Cantin, 2009**) concernant notre étude, seules les deux variables : température et salinité ont été prises en considération.

VIII.2.1. Relations plancton-salinité

Les effets de la salinité sur le plancton ne sont pas toujours très apparents (**Faure, 1959**). Les résultats obtenus marquent approximativement la même valeur de salinité dans les différentes stations étudiées.

VIII.2.2. Relations plancton-température

Dans les rapports du plancton avec l'environnement ; l'importance de la température est, a priori, plus grande que celle de la salinité (**Grall & Jacques, 1964**).

Le départ des poussées végétales a lieu quand la température de l'eau atteint au moins 11°C (**Bodo et al., 1965**).

Durant notre étude, nous avons pu trouver un nombre maximum des dinoflagellés au niveau de toutes les stations, cela revient à la température qui atteint 15 à 16°C.

Il est connu aussi qu'à l'instar des diatomées, et selon un cycle très voisin, les dinoflagellés sont bien représentés qualitativement. Ils atteignent, en nombre et en diversité, leur maximum durant la période chaude (**Paulmier, 1965**).

Concernant les tintinnides, le nombre obtenu est de trois espèces dans deux stations seulement ; une espèce dans la station 1 : *Conocylis striata* et deux espèces dans la station 5 : *Tintinnopsis* sp et *Tintinnopsis rapa* et ceci durant la période mars et avril respectivement, d'après une étude faite par Paulmier : qui dit que : bien que la distribution des tintinnides soit

assez homogène, ceux-ci sont relativement rares en périodes froides et parfois absents. Leurs périodes optimales se situent en été (juin) et en automne (septembre), mais dans l'ensemble, ils sont bien représentés de mai à septembre (**Paulmier, 1965**).

D'une manière générale, les variations de température jouent un rôle prépondérant sur la répartition temporelle des individus et des communautés phytoplanctoniques, leurs effets sur les animaux planctoniques est aussi important et semble même plus apparent.

Conclusion

Conclusion et Perspective

Ce travail nous a permis d'une part d'établir l'inventaire des populations microplanctoniques et d'autre part, la répartition de la communauté microplanctonique en relation avec la variabilité environnementale réalisée durant les périodes d'échantillonnages.

L'étude microscopique des récoltes du microzooplancton dans notre site d'étude, a contribué à l'établissement d'une liste des espèces qui appartiennent aux diverses classes microplanctoniques (microphytoplancton et microzooplancton). En conclusion, nous avons reconnu les espèces les plus fréquentes telle que :

Dinoflagellés : *Spirodinium fusus*, *Scrippsiella hangoei*, *Gymnodium* sp1, *Pyrophacus horologicum*, *Micracanthodinium claytonii*, *Scrippsiella* group, *Ceratium furca*, *Ceratium fusus*, *Gyrodinium spirale* et *Katodinium glaucum*.

Diatomées : *Nitzschia* sp, *Navicula* sp et *Melosira* sp.

Spirotriches : *Strombidium concicum* et *Laboea strobila*.

Cette analyse montre la distribution spatiale de la communauté microplanctonique au niveau de notre site d'étude. En effet, Les dinoflagellés, les diatomées et les spirotriches sont les groupes les plus abondants dans toutes les stations étudiées. Ils semblent être les groupes les plus stables en termes d'abondance, pouvant s'adapter à plusieurs conditions hydrographiques. A noter que, les valeurs moyennes de la température sont l'un des principaux paramètres physiques influençant la répartition verticale et temporelle de ces groupes microplanctoniques.

Les indices de diversité spécifique ont permis d'apprécier le degré de structure des peuplements microplanctoniques de notre site d'étude.

L'analyse de la corrélation entre les paramètres physiques et la densité de microplancton montre qu'il n'y a pas de corrélation significative entre la densité de microplancton et le paramètre physique de l'eau (salinité), par contre il y a une corrélation positive et significative avec la T°C.

L'analyse factorielle des correspondances et la classification ascendante hiérarchique ont permis de mettre en évidence les principaux aspects pour chaque station de la communauté microplanctonique.

Pour finir, la distribution des espèces microplanctoniques semble être dépendante de plusieurs facteurs tels que la température, la salinité.

Perspectives

Nos résultats obtenus ont apporté quelques éléments de réponse en ce qui concerne l'étude du microplancton en relation avec les facteurs environnementaux physique au niveau de la côte algérienne centrale. En perspectives, ils seraient intéressants de :

- Etudier l'influence des paramètres chimiques (nitrate, azote ammoniacal, silice) sur la dynamique du microplancton.
- Etaler la période d'étude en un cycle annuel voir sur plusieurs années

Conclusion

- L'analyse du flux de transfert de la matière et de l'énergie entre les compartiments planctoniques tel que le Microzooplancton par des expériences de broutage menées au laboratoire.
- La construction d'une banque de donnée qui sera utile pour réaliser une modélisation de cette communauté microplanctonique, mettant en évidence les différentes relations écologiques entre les différents groupes microplanctoniques.
- La réalisation d'un répertoire d'espèces microplanctonique autochtones d'origine méditerranéenne et allochtones d'origine atlantique en mettant l'accent sur les espèces invasives.
- Etude des microorganismes de la boucle microbienne (nano, bactériot et picoplanctons) et des maillons supérieurs (autres invertébrés, poisson....).

Bibliographie

Bibliographie

- **Arnone, A.R., La Violette, P.E. (1986).** Satellite definition of biotical and thermal variation of coastal eddies associated with the African current. *Journal. Geophys. Res.*, vol. (91) (C2), pp. 2351-2364.
- **Azam, F., Fenchel, T., Field, J.G. (1983).** The ecological role of water-column microbes in the sea. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, vol. (10), pp. 257-263.
- **Balach, E. (1988).** Los dinoflagelados del atlantico sudoccidental. *Espec. Inst.Oceanogr*, vol. (1), pp. 15-20.
- **Balech, E. (1974)** .El genero "*protoperidinium*" .*Rev.Mus.Argent.Cienc. Rivadavia, Inst.Bac.Inverst, Hidrobiologia*, vol. (3), pp. 1-102.
- **Balech, E. (1976)** .Some Norwegian Dinophysis species (Dinoflagellata). *Sarsia*, vol. (61), pp. 75-94.
- **Beers, J.R., Stewart, G.L. (1967).** Microzooplankton in the euphotic zone at five locations across the California current. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, vol. (24), pp. 2053-2068.
- **Beers, J.R. (1982).** An introduction and historical review. *Annales de l'Institut Oceanographique. Paris*, vol. (58), pp. 5-14.
- **Beers, J.R., Reid, F.M.H., Stewart, G.L. (1982).** Seasonal abundance of microplankton population in the north pacific central gyre. *Deep-Sea Research*, vol. (29), pp. 227-245.
- **Benchrik, M., Lakhdari, S. (2002).** Contribution à l'étude de l'entomofaune de la nappe alfatière de la région de Zaafrane, W.Djelfa. *Mémoire de magister. Université de Djelfa*.
- **Benzohra, M. (1993).** Les structures hydrodynamiques le long des côtes Algériennes. *Centre d'Océanologie de Marseille*, 33 p.
- **Benzohra, M., Millot, C. (1995).** Characteristics and circulation of surface and intermediate water masses of Algeria. *Deep-sea recherche I*, vol. (42), pp. 1803-1830.
- **Béthoux, J.P., Gentili, B. (1999).** Functioning of the Mediterranean Sea: past and present changes related to freshwater input and climate changes.

- **Berdalet, E., Peters, F., Koumandou, V.L. et al. (2007).** Species specific physiological response of dinoflagellates to quantified small-scale turbulence. *Journal. Phycol.*, vol. (43), pp. 965-977.
- **Bodo, F., Razouls, C., Thiriot, A. (1965).** Etude dynamique et variations saisonnières du plancton de la région de Roscoff. II. *Cah. Biol, mar.*, vol. (6), pp. 219-254.
- **Botes, L. (2003).** Phytoplankton identification catalogue. Saldanha Bay, South Africa, vol. (7).
- **Bougis, P. (1974) a.** Ecologie du plancton marin I. In : Masson., Cie. Le phytoplankton. Paris, 196 p.
- **Bougis, P. (1974) b.** Ecologie du plancton marin II. In : Masson., Cie. Le zooplancton. Paris, 200 p.
- **Calbet, A., Landry, M.R. (2004).** Phytoplankton growth, microzooplankton grazing and carbon cycling in marine systems. *Limnol Oceanogr*, vol. (49), pp. 51-57.
- **Calbet, A., Saiz, E. (2005).** The ciliate-copepod link in marine ecosystems. *Aqua. Microb. Ecol*, vol. (38), pp. 157-167.
- **Cariou, J., Dolan, J., Dallot, S. (1999).** A preliminary study of tintinnid diversity in the NW Mediterranean Sea. *Journal of plankton research*, vol. (6), pp. 1065-1075.
- **Collignon, J. (1991).** Ecologie et biologie marine. In : Masson. Introduction à l'halieutique. Paris, 298 p.
- **Corliss, J. O. (1978).** Une note sur l'abondance des protozoaires ciliées, leur diversité morphologique et écologique et leur potentiel en recherche biologique et de la biomédecine, 29 p.
- **Crise, A. et al. (1999).** The Mediterranean pelagic ecosystem response to physical forcing. *Prog. Oceanogr*, vol. (44), pp. 219-243.
- **Dodge, J.D. (1982).** Marine dinoflagellates of the British Isles. London, 303 p.
- **Dolan, J.R. et al. (2002).** Microzooplankton diversity: relationships of tintinnid ciliates with resources, competitors and predators from the Atlantic Coast of Morocco to the Eastern Mediterranean. *Deep-Sea Research I*, vol. (49), pp. 1217-1232.

- **Estrada, M., Marrasé, C., Alcaraz, M. (1988).** Phytoplankton response to intermittent stirring and nutrient addition in marine microcosms. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, vol. (48), pp. 225-234.
- **Faure, L. (1959).** Variations de la température et de la salinité de l'eau de mer aux environs de Roscoff. *Rev. Trav. Inst. Pêches marit.*, vol. (23), pp. 153-160.
- **Fereidoun, R. (1982).** Le rôle fonctionnel du microzooplancton dans un écosystème méditerranéen, tome 2. Thèse de doctorat d'état : sciences naturelles, université Pierre et Marie Curie, Paris VI, Paris, 316 p.
- **Frontier, S., Le Fèvre, J., Pichod-Viale, D. (1992).** Hiérarchies, dépendances d'échelles et transferts d'échelles en océanographie. In : Auger, P., Baudry, J., Fournier, F., Cahors, F. *Hiérarchies et échelles en écologie.* Paris : Naturalia publications, pp. 187-223.
- **Gaumer, G. (1981).** Evolution annuelle des communautés microplanctoniques de la baie d'Alger. Variations de la composition spécifique liées à la nature du facteur nutritionnel limitant la biomasse algale. Thèse de 3ème cycle, Université Paris 6.
- **Giacomini, V., Bertino, S., Tibaldi, E. (1984).** La nature : mers et côtes la faune des rivages. Paris.
- **Gifford, D. (1991).** The protozoan-metazoan trophic link in pelagic ecosystems. *Journal. Protozool.*, vol. (38), pp. 81-86.
- **Grall, J. R., Jacques, G. (1964).** Etude dynamique et variations saisonnières du plancton de la région de Roscoff. I. *Cah. Biol, mar.*, vol. (5), pp. 423-455.
- **Grall, J., Coïc, N. (2006).** Synthèse des méthodes d'évaluation de la qualité du benthos en milieu côtier. Institut universitaire Européen de la mer : Université de Bretagne occidentale, laboratoire des sciences de l'environnement marin, 91 p.
- **Haffersas, A. (1996).** Composition et distribution des peuplements de Copépodes pélagiques du bassin algérien en relation avec les structures hydrodynamiques (Campagne Médiprod VI Juin 1990). Thèse de magister, USTHB, Alger, 245 p.
- **Hardy, J.T. (1973).** Phytoneuston ecology of a temperate marine lagoon. *Limnol. Oceanogr.*, vol. (18), pp. 525-533.
- **Hecq, J., Goffart, A. (2007).** Diversité de l'écosystème planctonique de la baie de Calvi. *Projet référentiel plancton en baie de Calvi*, 27 p.
- **Helix, K. (1921).** Marine dinoflagellates. Clés d'identification, 370 p.

- **Hmida, F. (2005).** Les sélaciens de la côte algérienne : biosystématique des requins et des raies ; écologie, reproduction et exploitation de quelques populations capturées. Thèse de doctorat : Sciences de la nature, océanographie. Algérie : USTHB, 390 p.
- **Horner, R.A. (2005).** A taxonomic guide to some common marine phytoplankton. Edition biopress limited, 195 p.
- **Jacques, E. et al. (1986).** Modification de l'aspect des peuplements bactériens en relation avec un bloom phytoplanctonique en rade de Brest.
- **Kamiyama, T. (1994).** Effects of extracellular products from phytoplankton on the excystment of tintinnids from marine sediments. Marine Ecology Progress Series, vol. (105), pp. 199- 201.
- **Karlson, B., Cusack, C., Bresnan, E. (2010).** Microscopic and molecular methods for quantitative phytoplankton analysis. Paris: Intergovernmental Oceanographic Commission of UNESCO, 110 p.
- **Lakkis, S. (2004).** Le zooplancton marin du Liban (méditerranée orientale) : biologie, biodiversité, biogéographie. Publications de l'université Libanaise Beyrouth, Liban, 565 p.
- **Lalami, Y. (1979).** Etude biologique et halieutique du Rouget de vase (*Mullus barbatus* L.) des côtes algériennes. Thèse Doctorat es Sciences (Sciences Naturelles) Univ. Sc Tech.Languedoc, Montpellier, 510 p.
- **Levitus, S. (2001).** Anthropogenic warming of Earth's climate system. Science, vol. (292), pp. 267-270.
- **Levitus, S., Antonov, J., Boyer T. (2005).** Warming of the world ocean, pp. 1955-2003.
- **Lohmann, H. (1908).** Untersuchungen zur feststellung des vollständigen gehaltes des meeres an plankton. Wiss Meeresunters Kiel, vol. (10), pp. 129-370.
- **Marcon, E. (2015).** Mesures de la Biodiversité.
- **Meunier, A. (1910).** Microplancton des mers de Barents et de Kara. In : Bulens, C. Duc d'Orleans, Campagne Arctique de 1907. Bulen, Bruxelles, 355 p.
- **Millot, C. (1985).** Some features of Algerian current. Geophys.Res, vol. (90), pp. 7169-7176.

- **Millot, C. (1987).** The circulation of the Intermediate Levantine Water in the Algerian Basin. *Journal of Geophysical Research*, vol. (95), pp. 8265-8276.
- **Millot, C. (1999).** Circulation in Western Mediterranean Sea. *Journal of Marine systems*, vol. (20), pp. 423-442.
- **Ngansoumana, B.A. (2006).** La communauté phytoplanctonique du lac de guiers (Sénégal): types d'associations fonctionnelles et approches expérimentales des facteurs de régulation. Thèse de Doctorat de 3e Cycle. Université Cheikh Anta Diop de Dakar (Sénégal), 135 p.
- **Ngurah, N. (1990).** Importance relative du microzooplancton dans les eaux cotiere de la mer ligure : rapport de biomasses. *Journal de recherche oceanographique*, vol. (15), 15 p.
- **Nielsen, J.N. (1912).** Hydrography of the Mediterranean and adjacent waters. Report of Danish Oceanogr., vol. (17), pp. 297-312.
- **Ounissi, M., Frehi, H. (1999).** Variabilité du microphytoplancton et des Tintinnida (Protozoaires ciliés) d'un secteur eutrophe du golfe d'Annaba (Méditerranée sud-occidentale). *Cah.Biol.Mar.*, vol. (40), pp. 141-153.
- **Ovchinnikov, I. M. (1966).** Circulation in the surface and intermediate layers of the Mediterranean. *Oceanology*, vol. (6), pp. 48-59.
- **Paulmier, G. (1965).** Le microplancton de la rivière d'Auray. *Rev. Trav. Inst. Pêches marit.* , vol. (29), pp. 211-224.
- **Pedel, L., Fabri, M.C. (2013).** Etat de l'art sur les indices existants concernant l'état écologique des habitats benthiques du domaine profond. Laboratoire Environnement Ressources (LER). Provence Azur Corse (PAC) Ifremer, 76 p.
- **Pelletier, E. et al. (1999).** Impacts sur la colonne d'eau de la baie des Ha! Ha! et du fjord du Saguenay.
- **Philippeau, G. (1986).** Comment interpréter les résultats d'une analyse factorielle des correspondances, STATIT cf, 63 p.
- **Pierce, R.W., Turner, J.T. (1993).** Global biogéographie of marine tintinnids. *Marine Ecology - Progress Series*, vol. (94), pp. 11-26.
- **Puillat, I., Taupier-Letage, I., Millot, C. (2002).** Algerian Eddies lifetime can near 3 years. *Journal of Marine Systems*, vol. (31), pp. 245– 259.
- **Queguiner, B. et al. (2011).** Deep silicon maxima in the stratified oligotrophic Mediterranean Sea. *Bio géosciences*, vol. (8), pp. 459-475.

- **Quéguiner, B. (2013).** Structure et Fonctionnement des Ecosystèmes Pélagiques Marins. Centre d'Océanologie de Marseille, 93 p.
- **Refes, W. (2011).** Contribution à la connaissance de la biodiversité des fonds chalutables de la côte algérienne : les peuplements ichtyologiques des fonds chalutables du secteur oriental de la côte algérienne. Thèse de doctorat : Science de la mer. Annaba (Algérie) : Université d'Annaba, Badji Mokhtar, 280 p.
- **Reid, P.C., John, W.G. (1978).** Tintinnid cysts. *Journal.mar.biol.ass*, 58 p.
- **Reid, P.C. (1978).** Dinoflagellate cysts in the plankton. *New Phytol*, vol. (80), pp. 219- 229.
- **Rodier, J. (1996).** L'analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduelles et eaux de mer. Paris : Dunod, 1383 p.
- **Rossi, N. (2008).** Ecologie des communautés planctoniques méditerranéennes et étude des métaux lourds (Cuivre, Plomb, Cadmium) dans différents compartiments de deux écosystèmes côtiers (Toulon, France). Thèse de doctorat. Université du sud Toulon-Var, 201 p.
- **Sanders, R.W. (1987).** Tintinnids and other microplankton: Seasonal distributions and relationships to resources and hydrography in a marine estuary. *Journal of Plankton Research*, vol. (9), pp. 65-77.
- **Seridji, R. (1989).** Etude des larves de Crustacés Décapodes : aspects taxonomique, écologique et biogéographique. Thèse de Doctorat. USTHB, Alger, 568 p.
- **Sherr, E.B., Sherr, B.F. (2002).** Significant of predation by protists in aquatic microbial food webs. *Antonie Van Leeuwenhoek International Journal of General and Molecular Microbiology*, vol. (81), pp. 293-308.
- **Sournia, A. (1979).** Red tide and toxic marine phytoplankton of the world ocean: an inquiry into biodiversity. In: Lassus, P., Arzul, G., Erard, E. et al. (eds.). *Harmful marine algal blooms*. Paris: Lavoisier, pp. 102-103.
- **Touahria, T. (1999).** Etude de la biomasse, de la composition et de la structure des peuplements phytoplanktoniques de la mer d'Alboran Est. Thèse de magister : Océanographie. USTHB, Algérie, 200 p.

- **Touahria, T. et al. (2006).** Etude qualitative, quantitative et structurale des communautés phytoplanctoniques et des ciliés dans deux stations situées à Tamenfoust et Sidi Fredj. Institut des sciences biologiques. USTHB, Algérie.
- **Touahria, T. et al. (2007).** Etude qualitative et quantitative des peuplements phytoplanctoniques (recherche de micro algues nuisibles) et des ciliés planctoniques dans une station située dans une ferme aquacole dans la baie de Bou-Ismaïl. Institut des sciences biologiques. USTHB, Algérie.
- **Touahria, T., Seridji, R. (2010).** Contribution à l'analyse qualitative et quantitative des tintinnides de la baie d'Alger et de la région Bejaia. Poster USTHB, Algérie.
- **Travers, M. (1964).** Diversité du microplancton du Golf de Marseille. Station Marine d'Endoume et Centre d'Océanographie, Marseille, France : pp. 308-343.
- **Uitz, J. (2006).** Structure des communautés phytoplanctoniques et propriétés photo physiologiques dans l'océan ouvert : Para métrisation en vue d'applications à la couleur de l'océan. Thèse de doctorat : Sciences de l'Environnement Marin – Bio géochimie. Université de la méditerranée, 226 p.
- **Uye, S., Nagano, N., Tamaki, H. (1996).** Geographical and seasonal variations in abundance, biomass and estimated production rates of microzooplankton in the inland Sea of Japan. Journal of Oceanography, vol. (52), pp. 689-703.
- **Wariaghli, F., Elghzaoui, G., Alamouri, M. (2005).** Les algues et leur intérêt en éco-toxicologie. Thèse de magister : Eco-toxicologie .Université Mohamed V, Faculté des sciences Rabat-Agdal, 92 p.
- **Wüst, G. (1961).** On the vertical circulation of the Mediterranean Sea. Journal. Geophys. Res., vol. (66), pp. 3261-3271.
- **Zaitsev, Y.P. (1971).** Marine Neustonology (translated from Russian). National Marine Fisheries Service. National Technical Information Service, Springfield, Virginia.

Annexes

Annexe 1

Les relevés planctoniques en plan d'eau

**(Comptage du plancton par la méthode
Utermöhl dans les différentes stations)**

Station 1

Plan d'eau :		Date :	30/03/2015		
Station ou n° d'échantillon :	R 37 C Cherchell	Code lac :			
Taxinomiste :		Réf. dossier :			
COMPTAGE <input checked="" type="checkbox"/> HAMPS ALEATOIRES <input type="checkbox"/> TRINSECTS					
Volume sédimenté en ml (v) :	5	Dilution :	<input type="checkbox"/> oui <input checked="" type="checkbox"/> non ; si oui facteur de dilution (d) :		
Surface de la chambre en mm² (A) :		Le nombre d'objet/ml du taxon i (Ni) est obtenu avec : $Ni = (x_i/c) * [(Ad/(av))] \text{ conforme à la norme EN 15204}$			
Surface d'un champ en mm² (a) :		Remarque, Observation :			
Nbre de champs compté (c) :		Nbre total d'individus compté :	146		
Code taxon	Libellé objet (cel., col., fil.) ⁵	Nom du taxon	Cf.	Biovol./obj. (µm ³)	Nbre d'objets comptés (xi)
		<i>Alexandrium affine</i>			8
		<i>Ceratium furca</i>			1
		<i>Ceratium fusus</i>			2
		<i>Ceratium lineatum</i>			1
		<i>Ceratium tripos</i>			1
		<i>Conocylis striata</i>			4
		<i>Katodinium glaucum</i>			2
		<i>Laboea strobila</i>			2
		<i>Melosira</i> sp			1
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>			3
		<i>Navicula</i> sp			1
		<i>Nitzschia</i> sp			7
		<i>Prorocentrum micans</i>			9
		<i>Pyrophacus horologicum</i>			26
		<i>Scippsiella group</i>			4
		<i>Scrippsiella hangoei</i>			29
		<i>Spirodinium fusus</i>			29
		<i>Strombidium concicum</i>			16

Station 2

Plan d'eau :		Date :	31/03/2015
Station ou n° d'échantillon :	R 41 C Bou-Ismaïl	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COMPTAGE <input checked="" type="checkbox"/> CHAMPS ALEATOIRES <input type="checkbox"/> TRANSECTS					
Volume sédimenté en ml (v) :		5	Dilution : <input type="checkbox"/> oui <input checked="" type="checkbox"/> non ; si oui facteur de dilution (d) :		
Surface de la chambre en mm² (A) :		Le nombre d'objet/ml du taxon i (Ni) est obtenu avec : $Ni = (x_i/c) * [(Ad/(av))] \text{ conforme à la norme EN 15204}$			
Surface d'un champ en mm² (a) :		Remarque, Observation :			
Nbre de champs compté (c) :		Nbre total d'individus compté :		66	
Code taxon	Libellé objet (cel., col., fil.) ⁵	Nom du taxon	Cf.	Biovol./obj. (µm ³)	Nbre d'objets comptés (xi)
		<i>Cerataulina pelagica</i>			1
		<i>Ceratium furca</i>			1
		<i>Ceratium fusus</i>			1
		<i>Ceratium lineatum</i>			1
		<i>Ceratium longipes</i>			1
		<i>Conocylis striata</i>			1
		<i>Gyrodinium spirale</i>			5
		<i>Katodinium glaucum</i>			2
		<i>Laboea strobila</i>			2
		<i>Melosira</i> sp			2
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>			1
		<i>Navicula</i> sp			3
		<i>Neocalyptrella robusta</i>			1
		<i>Netzschia</i> sp			4
		<i>Peridiniella catenata</i>			1
		<i>Prorocentrum micans</i>			2
		<i>Pyrophacus horologicum</i>			2
		<i>Scippsiella group</i>			3
		<i>Scrippsiella hangoei</i>			13
		<i>Spirodinium fusus</i>			2
		<i>Strobilidium neptuni</i>			1
		<i>Strombidium conicum</i>			14
		<i>Torodinium robustum</i>			2

Station 3

Plan d'eau :		Date :	31/03/2015
Station ou n° d'échantillon :	R 43 C El Djamila	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COMPTAGE		<input checked="" type="checkbox"/> HAMPS ALEATOIRES		<input type="checkbox"/> TRANSECTS	
Volume sédimenté en ml (v) :		5	Dilution : <input type="checkbox"/> oui <input checked="" type="checkbox"/> non ; si oui facteur de dilution (d) :		
Surface de la chambre en mm ² (A) :		Le nombre d'objet/ml du taxon i (Ni) est obtenu avec : Ni = (xi/c)*[(Ad/(av))] conforme à la norme EN 15204			
Surface d'un champ en mm ² (a) :		Remarque, Observation :			
Nbre de champs compté (c) :		Nbre total d'individus compté :		133	
Code taxon	Libellé objet (cel., col., fil.) ⁵	Nom du taxon	Cf.	Biovol./obj. (µm ³)	Nbre d'objets comptés (xi)
		<i>Alexandrium affine</i>			2
		<i>Cerataulina pelagica</i>			1
		<i>Ceratium lineatum</i>			1
		<i>Conocylis striata</i>			1
		<i>Gymnodinium sp1</i>			1
		<i>Gyrodinium spirale</i>			2
		<i>Katodinium glaucum</i>			10
		<i>Laboea strobila</i>			5
		<i>Melosira sp</i>			2
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>			1
		<i>Nitzschia sp</i>			18
		<i>Prorocentrum micans</i>			7
		<i>Pyrophacus horologicum</i>			16
		<i>Scrippsiella group</i>			3
		<i>Scrippsiella hangoei</i>			19
		<i>Spirodinium fusus</i>			22
		<i>Strombidium concium</i>			15
		<i>Torodinium robustum</i>			7

Station 4

Plan d'eau :		Date :	11/04/2015
Station ou n° d'échantillon :	R 59 C Azeffoune	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COMPTAGE <input checked="" type="checkbox"/> CHAMPS ALEATOIRES <input type="checkbox"/> TRANSECTS					
Volume sédimenté en ml (v) :		5	Dilution : <input type="checkbox"/> oui <input checked="" type="checkbox"/> non ; si oui facteur de dilution (d) :		
Surface de la chambre en mm² (A) :		Le nombre d'objet/ml du taxon i (Ni) est obtenu avec : $Ni = (x_i/c) * [(Ad/(av))] \text{ conforme à la norme EN 15204}$			
Surface d'un champ en mm² (a) :		Remarque, Observation :			
Nbre de champs compté (c) :		Nbre total d'individus compté :		99	
Code taxon	Libellé objet (cel., col., fil.) ⁵	Nom du taxon	Cf.	Biovol./obj. (µm ³)	Nbre d'objets comptés (xi)
		<i>Alexandrium affine</i>			2
		<i>Bacteriastrum delicatulum</i>			3
		<i>Conocylis striata</i>			2
		<i>Cymatocylis vanhoeffeni</i>			2
		<i>Dinophysis rotundata</i>			1
		<i>Ditylum brightwelli</i>			4
		<i>Eucampia zodiacus</i>			1
		<i>Gymnodinium sp2</i>			4
		<i>Gymnodinium catenatum</i>			1
		<i>Melosira sp</i>			7
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>			3
		<i>Navicula sp</i>			9
		<i>Netzschia sp</i>			16
		<i>Prorocentrum micans</i>			1
		<i>Pyrophacus horologicum</i>			5
		<i>Scippsiella group</i>			2
		<i>Sclerodinium calyptoglyphe</i>			2
		<i>Scrippsiella hangoei</i>			18
		<i>Spirodinium fusus</i>			9
		<i>Strombidium acutum</i>			1
		<i>Strombidium conicum</i>			1
		<i>Torodinium robustum</i>			5

Station 5

Plan d'eau :		Date :	11/04/2015
Station ou n° d'échantillon :	R 63 C Azeffoune	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COMPTAGE <input checked="" type="checkbox"/> CHAMPS ALEATOIRES <input type="checkbox"/> TRANSECTS					
Volume sédimenté en ml (v) :		5	Dilution : <input type="checkbox"/> oui <input checked="" type="checkbox"/> non ; si oui facteur de dilution (d) :		
Surface de la chambre en mm ² (A) :		Le nombre d'objet/ml du taxon i (Ni) est obtenu avec : Ni= (x _i /c)*[(Ad/(av)] conforme à la norme EN 15204			
Surface d'un champ en mm ² (a) :		Remarque, Observation :			
Nbre de champs compté (c) :		Nbre total d'individus compté :			
Code taxon	Libellé objet (cel., col., fil.) ⁵	Nom du taxon	Cf.	Biovol./obj. (µm ³)	Nbre d'objets comptés (xi)
		<i>Alexandrium catenella</i>			4
		<i>Bacteriastrum delicatulum</i>			5
		<i>Ceratium furca</i>			2
		<i>Ceratium fusus</i>			2
		<i>Cochlodinium sp</i>			1
		<i>Conocylis striata</i>			1
		<i>Coscinodisus granii</i>			1
		<i>Ditylum brightwelli</i>			2
		<i>Eucampia zodiacus</i>			1
		<i>Gymnodinium simplex</i>			3
		<i>Gymnodinium sp3</i>			4
		<i>Heterocapsa triquetra</i>			1
		<i>Melosira sp</i>			5
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>			3
		<i>Nitzschia sp</i>			26
		<i>Proboscia alata</i>			1
		<i>Protocentrum micans</i>			3
		<i>Pyrophacus horologicum</i>			1
		<i>Scrippsiella hangoei</i>			3
		<i>Spirodinium fusus</i>			2
		<i>Tintinnopsis rapa</i>			2
		<i>Tintinnopsis sp</i>			1
		<i>Trodinium robustum</i>			2

Station 6

Plan d'eau :		Date :	04/04/2015
Station ou n° d'échantillon :	R 51 C Delys	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COMPTAGE <input checked="" type="checkbox"/> CHAMPS ALEATOIRES <input type="checkbox"/> TRANSECTS					
Volume sédimenté en ml (v) :		5	Dilution : <input type="checkbox"/> oui <input checked="" type="checkbox"/> non ; si oui facteur de dilution (d) :		
Surface de la chambre en mm ² (A) :			Le nombre d'objet/ml du taxon i (Ni) est obtenu avec : Ni= (xi/c)*[(Ad/(av))] conforme à la norme EN 15204		
Surface d'un champ en mm ² (a) :			Remarque, Observation :		
Nbre de champs compté (c) :			Nbre total d'individus compté :		73
Code taxon	Libellé objet (cel., col., fil.) ⁵	Nom du taxon	Cf.	Biovol./obj. (µm ³)	Nbre d'objets comptés (xi)
		<i>Ceratium furca</i>			1
		<i>Chaetoceros</i> sp			9
		<i>Conocylis striata</i>			2
		<i>Katodinium glaucum</i>			4
		<i>Melosira</i> sp			5
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>			3
		<i>Nitzschia</i> sp			20
		<i>Proboscia alata</i>			2
		<i>Pyrophacus horologicum</i>			10
		<i>Scippsiella</i> Group			3
		<i>Scippsiella hangoei</i>			6
		<i>Spirodinium fusus</i>			4
		<i>Strombidium conicum</i>			1
		<i>Torodinium robustum</i>			3

Station 7

Plan d'eau :		Date :	04/04/2015
Station ou n° d'échantillon :	R 49 L Zemmouri	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COMPTAGE						<input checked="" type="checkbox"/> CHAMPS ALEATOIRES <input type="checkbox"/> TRANSECTS	
Volume sédimenté en ml (v) :		5	Dilution :		<input type="checkbox"/> oui <input checked="" type="checkbox"/> non ; si oui facteur de dilution (d) :		
Surface de la chambre en mm ² (A) :			Le nombre d'objet/ml du taxon i (Ni) est obtenu avec : Ni= (xi/c)*[(Ad/(av))] conforme à la norme EN 15204				
Surface d'un champ en mm ² (a) :			Remarque, Observation :				
Nbre de champs compté (c) :			Nbre total d'individus compté :		76		
Code taxon	Libellé objet (cel., col., fil.) ⁵	Nom du taxon	Cf.	Biovol./obj. (µm ³)	Nbre d'objets comptés (xi)		
		<i>Alexandrium affine</i>			1		
		<i>Bacteriastrum delicatulum</i>			1		
		<i>Ceratium furca</i>			2		
		<i>Ceratium fusus</i>			2		
		<i>Chaetoceros</i> sp			1		
		<i>Conocylis striata</i>			2		
		<i>Eucampia zodiacus</i>			2		
		<i>Gyrodinium spirale</i>			1		
		<i>Katodinium glaucum</i>			1		
		<i>Laboea strobila</i>			1		
		<i>Melosira</i> sp			1		
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>			3		
		<i>Nitzschia</i> sp			9		
		<i>Proboscia alata</i>			4		
		<i>Protoperidinium steinii</i>			1		
		<i>Pyrophacus horologicum</i>			8		
		<i>Scrippsiella group</i>			11		
		<i>Scrippsiella hangoei</i>			11		
		<i>Spirodinium fusus</i>			11		
		<i>Torodinium robustum</i>			2		
		<i>Warnowia</i> sp			1		

Annexe 2

Relevé planctonique en plan d'eau

**(Résultats comptage du plancton par la
méthode Utermöhl dans les différentes
stations)**

Station 1

Plan d'eau :		Date :	30/03/2015
Station ou n°d'échantillon :	R 37 C Chercell	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COPMTAGE		Remarques, observations :					
Code Sandre	Code taxon	Nom du taxon	Auteur	Cf.	Abondance (cell/ml)	Biovolume (mm ³ /l)	Commentaire
		<i>Alexandrium affine</i>	Nezen, 1997		8		
		<i>Ceratium furca</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Ceratium fusus</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Ceratium lineatum</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Ceratium tripos</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Conocylis striata</i>	Meunier, 1910		4		
		<i>katodinium glaucum</i>	René, 2015		2		
		<i>Laboea strobila</i>	Lohmann, 1908		2		
		<i>Melosira</i> sp	Rendall, 1983		1		
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>	Dodge, 1982		3		
		<i>Navicula</i> sp	Botes, 2003		1		
		<i>Nitzschia</i> sp	Botes, 2003		7		
		<i>Prorocentrum micans</i>	Botes, 2003		9		
		<i>Pyrophacus horologicum</i>	Reid, 1978		26		
		<i>Scippsiella group</i>	Botes, 2003		4		
		<i>Scrippsiella hangoei</i>	Kremp, 1999		29		
		<i>Spirodinium fusus</i>	Meunier, 1910		29		
		<i>Strambidium concium</i>	Lohmann, 1908 & Wulff, 1919		16		

Station 2

Plan d'eau :		Date :	31/03/2015
Station ou n° d'échantillon :	R 41 C Bou-Ismaïl	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COPMTAGE		Remarques, observations :					
Code Sandre	Code taxon	Nom du taxon	Auteur	Cf.	Abondance (cell/ml)	Biovolume (mm ³ /l)	Commentaire
		<i>Cerataulina pelagica</i>	Hendey, 1970		1		
		<i>Ceratium furca</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Ceratium fusus</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Ceratium lineatum</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Ceratium longipes</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Conocylis striata</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Gyrodinium spirale</i>	René, 2010		5		
		<i>Katodinium glaucum</i>	René, 2015		2		
		<i>Laboea strobila</i>	Lohmann, 1908		2		
		<i>Melosira</i> sp	Rendall, 1983		2		
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>	Dodge, 1982		1		
		<i>Navicula</i> sp	Botes, 2003		3		
		<i>Neocalyptrella robusta</i>	Cupp, 1943		1		
		<i>Netzschia</i> sp	Botes, 2003		4		
		<i>Peridiniella catenata</i>	Balech, 1976		1		
		<i>Prorocentrum micans</i>	Botes, 2003		2		
		<i>Pyrophacus horologicum</i>	Reid, 1978		2		
		<i>Scippsiella group</i>	Botes, 2003		3		
		<i>Scrippsiella hangoei</i>	Kremp, 1999		13		
		<i>Spirodinium fusus</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Strobilidium neptuni</i>	Montages & Taylor. , 1994		1		
		<i>Strombidium conicum</i>	Lohmann, 1908 & Wulff, 1919		14		
		<i>Torodinium robustum</i>	Meunier, 1910		2		

Station 3

Plan d'eau :		Date :	31/03/2015
Station ou n° d'échantillon :	R 43 C El Djamila	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COPMTAGE		Remarques, observations :					
Code Sandre	Code taxon	Nom du taxon	Auteur	Cf.	Abondance (cell/ml)	Biovolume (mm ³ /l)	Commentaire
		<i>Alexandrium affine</i>	E Nezen et al;1997		2		
		<i>Cerataulina pelagica</i>	Hendey, 1970		1		
		<i>Ceratium lineatum</i>	Meunier;1910		1		
		<i>Conocylis striata</i>	Meunier;1910		1		
		<i>Gymnodinium sp</i>	René, 2010		1		
		<i>Gyrodinium spirale</i>	René, 2010		2		
		<i>Katodinium glaucum</i>	René, 2015		10		
		<i>Laboea strobila</i>	Lohmann, 1908		5		
		<i>Melosira sp</i>	Rendall, 1983		2		
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>	Dodge, 1982		1		
		<i>Nitzschia sp</i>	Botes, 2003		18		
		<i>Prorocentrum micans</i>	Botes, 2003		7		
		<i>Pyrophacus horologicum</i>	Reid, 1978		16		
		<i>Scrippsiella group</i>	Botes, 2003		3		
		<i>Scrippsiella hangoei</i>	Kremp, 1999		19		
		<i>Spirodinium fusus</i>	Meunier, 1910		22		
		<i>Strombidium concium</i>	Lohmann, 1908 & Wulff,1919		15		
		<i>Torodinium robustum</i>	Meunier, 1910		7		

Station 4

Plan d'eau :		Date :	11/04/2015
Station ou n° d'échantillon :	R 59 C Azeffoune	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COPMTAGE		Remarques, observations :					
Code Sandre	Code taxon	Nom du taxon	Auteur	Cf.	Abondance (cell/ml)	Biovolume (mm ³ /l)	Commentaire
		<i>Alexandrium affine</i>	Nezen, 1997		2		
		<i>Bacteriastrum delicatulum</i>	Ralfs, 1861		3		
		<i>Conocylis striata</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Cymatocylis vanhoeffeni</i>	Williames, 1994		2		
		<i>Dinophysis rotundata</i>	Baleche, 1976		1		
		<i>Ditylum brightwelli</i>	Romain, 2013		4		
		<i>Eucampia zodiacus</i>	Martin, 2007		1		
		<i>Gymnodinium sp</i>	René, 2010		4		
		<i>Gymnodinium catenatum</i>	Helix, 1921		1		
		<i>Melosira sp</i>	Rendall & Wilkinson., 1983		7		
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>	Dodge, 1982		3		
		<i>Navicula sp</i>	Botes, 2003		9		
		<i>Nitzschia sp</i>	Botes, 2003		16		
		<i>Prorocentrum micans</i>	Botes, 2003		1		
		<i>Pyrophacus horologicum</i>	Reid, 1978		5		
		<i>Scippsiella group</i>	Botes, 2003		2		
		<i>Sclerodinium calyptoglyphe</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Scrippsiella hangoei</i>	Kremp, 1999		18		
		<i>Spirodinium fusus</i>	Meunier, 1910		9		
		<i>Strombidium acutum</i>	Leegaard, 1915 & Kahl, 1932		1		
		<i>Strombidium conicum</i>	Lohmann, 1908 & Wulff, 1919		1		
		<i>Torodinium robustum</i>	Meunier, 1910		5		

Station 5

Plan d'eau :		Date :	11/04/2015
Station ou n°d'échantillon :	R 63 C Azeffoune	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COPMTAGE		Remarques, observations :					
Code Sandre	Code taxon	Nom du taxon	Auteur	Cf.	Abondance (cell/ml)	Biovolume (mm ³ /l)	Commentaire
		<i>Alexandrium catenella</i>	Balech, 1988		4		
		<i>Bacteriastrium delicatulum</i>	Ralfs, 1861		5		
		<i>Ceratium furca</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Ceratium fusus</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Cochlodinium sp</i>	Helix, 1921		1		
		<i>Conocylis striata</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Coscinodisus granii</i>	Robert, 2003		1		
		<i>Ditylum brightwelli</i>	Romain, 2013		2		
		<i>Eucampia zodiacus</i>	Martin, 2007		1		
		<i>Gymnodinium simplex</i>	Lambert, 2005		3		
		<i>Gymnodinium sp</i>	René, 2010		4		
		<i>Heterocapsa triquetra</i>	Chang & Carpenter., 1988		1		
		<i>Melosira sp</i>	Rendall & Wilkinson, 1983		5		
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>	Dodge, 1982		3		
		<i>Nitzschia sp</i>	Botes, 2003		26		
		<i>Proboscia alata</i>	Sundström, 1986		1		
		<i>Protocentrum micans</i>	Botes, 2003		3		
		<i>Pyrophacus horologicum</i>	Reid, 1978		1		
		<i>Scrippsiella hangoei</i>	Kremp, 1999		3		
		<i>Spirodinium fusus</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Tintinnopsis rapa</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Tintinnopsis sp</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Trodinium robustum</i>	Meunier, 1910		2		

Station 6

Plan d'eau :		Date :	04/04/2015
Station ou n°d'échantillon :	R 51 C Delys	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COPMTAGE		Remarques, observations :					
Code Sandre	Code taxon	Nom du taxon	Auteur	Cf.	Abondance (cell/ml)	Biovolume (mm ³ /l)	Commentaire
		<i>Pyrophacus horologicum</i>	Reid, 1978		10		
		<i>Spirodinium fusus</i>	Meunier, 1910		4		
		<i>Scippsiella group</i>	Botes, 2003		3		
		<i>Scippsiella hangoei</i>	Kremp, 1999		6		
		<i>Torodinium robustum</i>	Meunier, 1910		3		
		<i>Katodinium glaucum</i>	René, 2015		4		
		<i>Conocylis striata</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Strombidium conicum</i>	Lohmann, 1908 & Wulff, 1919		1		
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>	Dodge, 1982		3		
		<i>Chaetoceros sp</i>	Cupp, 1943		9		
		<i>Nitzschia sp</i>	Botes, 2003		20		
		<i>Melosira sp</i>	Rendall & Wilkinson., 1983		5		
		<i>Ceratium furca</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Proboscia alata</i>	Sundström, 1986		2		

Station 7

Plan d'eau :		Date :	04/04/2015
Station ou n° d'échantillon :	R 49 L Zemmouri	Code lac :	
Taxinomiste :		Réf. dossier :	

COPMTAGE		Remarques, observations :					
Code Sandre	Code taxon	Nom du taxon	Auteur	Cf.	Abondance (cell/ml)	Biovolume (mm ³ /l)	Commentaire
		<i>Alexandrium affine</i>	Nezen et al. 1997		1		
		<i>Ceratium furca</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Ceratium fusus</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Gyrodinium spirale</i>	René et al. ,2010		1		
		<i>Katodinium glaucum</i>	René et al. , 2015		1		
		<i>Micracanthodinium claytonii</i>	Dodge, 1982		3		
		<i>Protoperidinium steinii</i>	Balech, 1974		1		
		<i>Pyrophacus horologicum</i>	Reid, 1978		8		
		<i>Scrippsiella group</i>	Botes, 2003		11		
		<i>Scrippsiella hangoei</i>	Kremp, 1999		11		
		<i>Spirodinium fusus</i>	Meunier, 1910		11		
		<i>Torodinium robustum</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Warnowia sp</i>	Meunier, 1910		1		
		<i>Bacteriastrum delicatulum</i>	Ralfs, 1861		1		
		<i>Chaetoceros sp</i>	Cupp, 1943		1		
		<i>Eucampia zodiacus</i>	Martin et al. , 2007		2		
		<i>Melosira sp</i>	Rendall & Wilkinson. , 1983		1		
		<i>Netzschia sp</i>	Botes, 2003		9		
		<i>Proboscia alata</i>	Sundström, 1986		4		
		<i>Conocylis striata</i>	Meunier, 1910		2		
		<i>Laboea strobila</i>	Lohmann, 1908		1		

Annexe 3

Les familles des taxons trouvés dans les différentes stations

Station 1

	Famille	Nom de taxon	Abondance/L
Dinoflagellés	Goniodomataceae	<i>Alexandrium affine</i>	240
	Cératiaceae	<i>Ceratium furca</i>	30
	Cératiaceae	<i>Ceratium fusus</i>	60
	Cératiaceae	<i>Ceratium lineatum</i>	30
	Cératiaceae	<i>Ceratium tripos</i>	30
	Gymnodiniaceae	<i>Katodinium glaucum</i>	60
	Cladopyxidaceae	<i>Micracanthodinium claytonii</i>	90
	Prorocentraceae	<i>Prorocentrum micans</i>	270
	Pyrophacaceae	<i>Pyrophacus horologicum</i>	780
	Calciodinellaceae	<i>Scippsiella group</i>	120
	Calciodinellaceae	<i>Scrippsiella hangoei</i>	870
	Gymnodiniaceae	<i>Spirodinium fusus</i>	870
Diatomées	Melosiraceae	<i>Melosira</i> sp	30
	Naviculaceae	<i>Navicula</i> sp	30
	Bacillariaceae	<i>Nitzschia</i> sp	210
Spirotriches	Strobilidiidae	<i>Conocylis striata</i>	120
	Strombidiidae	<i>Strombidium concicum</i>	480
	Strombidiidae	<i>Laboea strobila</i>	60

Station 2

	Famille	Nom De Taxon	Abondance/ L
Dinoflagellés	Cératiaceae	<i>Ceratium furca</i>	30
	Cératiaceae	<i>Ceratium fusus</i>	30
	Cératiaceae	<i>Ceratium lineatum</i>	30
	Cératiaceae	<i>Ceratium longipes</i>	30
	Gymnodiniaceae	<i>Gyrodinium spirale</i>	150
	Gymnodiniaceae	<i>Katodinium glaucum</i>	60
	Cladopyxidaceae	<i>Micracanthodinium claytonii</i>	30
	Peridiniaceae	<i>Peridiniella catenata</i>	30
	Prorocentraceae	<i>Prorocentrum micans</i>	60
	Pyrophacaceae	<i>Pyrophacus horologicum</i>	60
	Calciodinellaceae	<i>Scippsiella group</i>	90
	Calciodinellaceae	<i>Scrippsiella hangoei</i>	390
	Gymnodiniaceae	<i>Spirodinium fusus</i>	60
	Gymnodiniaceae	<i>Torodinium robustum</i>	60
Diatomées	Hemiaulaceae	<i>Cerataulina pelagica</i>	30
	Melosiraceae	<i>Melosira sp</i>	60
	Naviculaceae	<i>Navicula sp</i>	90
	Rhizosoleniaceae	<i>Neocalyptrella robusta</i>	30
	Bacillariaceae	<i>Nitzschia sp</i>	120
Spirotriches	Strombidiidae	<i>Conocylis striata</i>	30
	Strombidiidae	<i>Laboea strobila</i>	60
	Strobilidiidae	<i>Strobilidium neptuni</i>	30
	Strombidiidae	<i>Strombidium conicum</i>	420

Station 3

	Famille	Nom de taxon	Abondance/L
Dinoflagellés	Goniodomataceae	<i>Alexandrium affine</i>	60
	Cératiaceae	<i>Ceratium lineatum</i>	30
	Gymnodiniaceae	<i>Gymnodinium</i> sp1	30
	Gymnodiniaceae	<i>Gyrodinium spirale</i>	60
	Gymnodiniaceae	<i>Katodinium glaucum</i>	300
	Cladopyxidaceae	<i>Micracanthodinium claytonii</i>	30
	Prorocentraceae	<i>Prorocentrum micans</i>	210
	Pyrophacaceae	<i>Pyrophacus horologicum</i>	480
	Calciodinellaceae	<i>Scrippsiella group</i>	90
	Calciodinellaceae	<i>Scrippsiella hangoei</i>	570
	Gymnodiniaceae	<i>Spirodinium fusus</i>	660
	Gymnodiniaceae	<i>Torodinium robustum</i>	210
	diatomées	Hemiaulaceae	<i>Cerataulina pelagica</i>
Melosiraceae		<i>Melosira</i> sp	60
Bacillariaceae		<i>Nitzschia</i> sp	540
Spirotriche	Strobilidiidae	<i>Conocylis striata</i>	30
	Strombidiidae	<i>Laboea strobila</i>	150
	Strombidiidae	<i>Strombidium concium</i>	450

Station 4

	Famille	Nom De Taxon	Abondance/ L
Dinoflagellés	Goniodomataceae	<i>Alexandrium affine</i>	60
	Dinophysaceae	<i>Dinophysis rotundata</i>	30
	Gymnodiniaceae	<i>Gymnodinium sp1</i>	120
	Gymnodiniaceae	<i>Gymnodinium catenatum</i>	30
	Cladopyxidaceae	<i>Micracanthodinium claytonii</i>	90
	Prorocentraceae	<i>Prorocentrum micans</i>	30
	Pyrophacaceae	<i>Pyrophacus horologicum</i>	150
	Calciodinellaceae	<i>Scippsiella group</i>	60
		<i>Sclerodinium calyptoglyphe</i>	60
	Calciodinellaceae	<i>Scrippsiella hangoei</i>	540
	Gymnodiniaceae	<i>Spirodinium fusus</i>	270
	Gymnodiniaceae	<i>Torodinium robustum</i>	150
Diatomées	Chaetocerotaceae	<i>Bacteriastrum delicatulum</i>	90
	Lithodesmisceae	<i>Ditylum brightwelli</i>	120
	Hemiaulaceae	<i>Eucampia zodiacus</i>	30
	Melosiraceae	<i>Melosira sp</i>	210
	Naviculaceae	<i>Navicula sp</i>	270
	Bacillariaceae	<i>Nitzschia sp</i>	480
Spirotri	Strombidiidae	<i>Conocylis striata</i>	60
	Strombidiidae	<i>Strombidium acutum</i>	30
	Strombidiidae	<i>Strombidium conicum</i>	30
	Xystonellidae	<i>Cymatocylis vanhoffeni</i>	60

Station 5

	Famille	Nom De Taxon	Abondance/L
Dinoflagellés	Goniodomataceae	<i>Alexandrium catenella</i>	120
	Cératiaceae	<i>Ceratium furca</i>	60
	Cératiaceae	<i>Ceratium fusus</i>	60
	Gymnodiniaceae	<i>Cochlodinium</i> sp	30
	Gymnodiniaceae	<i>Gymnodinium simplex</i>	90
	Gymnodiniaceae	<i>Gymnodinium</i> sp1	120
	Heterocapsaceae	<i>Heterocapsa triquetra</i>	30
	Cladopyxidaceae	<i>Micracanthodinium claytonii</i>	90
	Procentraceae	<i>Protocentrum micans</i>	90
	Pyrophacaceae	<i>Pyrophacus horologicum</i>	30
	Calciodinellaceae	<i>Scrippsiella hangoei</i>	90
	Gymnodiniaceae	<i>Spirodinium fusus</i>	60
	Gymnodiniaceae	<i>Torodinium robustum</i>	60
	Diatomées	Chaetocerotaceae	<i>Bacteriastrum delicatulum</i>
Coscinodiscaceae		<i>Coscinodiscus granii</i>	30
Lithodesmisceae		<i>Ditylum brightwelli</i>	60
Hemiaulaceae		<i>Eucampia zodiacus</i>	30
Melosiraceae		<i>Melosira</i> sp	150
Bacillariaceae		<i>Nitzschia</i> sp	780
Rhizosoleniaceae		<i>Proboscia alata</i>	30
Spirotriches	Strombidiidae	<i>Conocylis striata</i>	30
	Codonellidae	<i>Tintinnopsis rapa</i>	60
	Codonellidae	<i>Tintinnopsis</i> sp	30

Station 6

	Famille	Nom de taxon	Abundance/L
Dinoflagellés	Cératiaceae	<i>Ceratium furca</i>	30
	Gymnodiniaceae	<i>Katodinium glaucum</i>	120
	Cladopyxidaceae	<i>Micracanthodinium claytonii</i>	90
	Pyrophacaceae	<i>Pyrophacus horologicum</i>	300
	Calciodinellaceae	<i>Scippsiella group</i>	90
	Calciodinellaceae	<i>Scippsiella hangoei</i>	180
	Gymnodiniaceae	<i>Spirodinium fusus</i>	120
	Gymnodiniaceae	<i>Torodinium robustum</i>	90
Diatomées	Chaetocerotaceae	<i>Chaetoceros sp</i>	270
	Melosiraceae	<i>Melosira sp</i>	150
	Bacillariaceae	<i>Nitzschia sp</i>	600
	Rhizosoleniaceae	<i>Proboscia alata</i>	60
Spirotriches	Strobilidiidae	<i>Conocylis striata</i>	60
	Strombidiidae	<i>Strombidium conicum</i>	30

Station 7

	Famille	Nom de taxon	Abundance/L
Dinoflagellés	<i>Goniodomataceae</i>	<i>Alexandrium affine</i>	30
	<i>Cératiaceae</i>	<i>Ceratium furca</i>	60
	<i>Cératiaceae</i>	<i>Ceratium fusus</i>	60
	<i>Gymnodiniaceae</i>	<i>Gyrodinium spirale</i>	30
	<i>Gymnodiniaceae</i>	<i>Katodinium glaucum</i>	30
	<i>Cladopyxidaceae</i>	<i>Micracanthodinium claytonii</i>	90
	<i>Protoperidiniaceae</i>	<i>Protoperidinium steinii</i>	30
	<i>Pyrophacaceae</i>	<i>Pyrophacus horologicum</i>	240
	<i>Calciodinellaceae</i>	<i>Scrippsiella group</i>	330
	<i>Calciodinellaceae</i>	<i>Scrippsiella hangoei</i>	330
	<i>Gymnodiniaceae</i>	<i>Spirodinium fusus</i>	330
	<i>Gymnodiniaceae</i>	<i>Torodinium robustum</i>	60
	<i>Warnowiaceae</i>	<i>Warnowia sp</i>	30
Diatomées	<i>Chaetocerotaceae</i>	<i>Bacteriastrum delicatulum</i>	30
	<i>Chaetocerotaceae</i>	<i>Chaetoceros sp</i>	30
	<i>Hemiaulaceae</i>	<i>Eucampia zodiacus</i>	60
	<i>Melosiraceae</i>	<i>Melosira sp</i>	30
	<i>Bacillariaceae</i>	<i>Nitzschia sp</i>	270
	<i>Rhizosoleniaceae</i>	<i>Proboscia alata</i>	120
Spirotriches	<i>Strobilidiidae</i>	<i>Conocylis striata</i>	60
	<i>Strombidiidae</i>	<i>Laboea strobila</i>	30

Annexe 4

Tableau représentatif de la matrice des analyses statistiques (AFC et CAH)

Espèces	Code	S1	S2	S3	S4	S5	S6	S7
<i>Alexandrium affine</i>	<i>Ala</i>	240	0	60	60	0	0	30
<i>Alexandrium catenella</i>	<i>Ac</i>	0	0	0	0	120	0	0
<i>Ceratium furca</i>	<i>Cfur</i>	30	30	0	0	60	30	60
<i>Ceratium fusus</i>	<i>Cfus</i>	60	30	0	0	60	0	60
<i>Ceratium lineatum</i>	<i>Cli</i>	30	30	30	0	0	0	0
<i>Ceratium longipes</i>	<i>Clo</i>	0	30	0	0	0	0	0
<i>Ceratium tripos</i>	<i>Ct</i>	30	0	0	0	0	0	0
<i>Cochlodinium sp</i>	<i>Csp</i>	0	0	0	0	30	0	0
<i>Dinophysis rotundata</i>	<i>Dr</i>	0	0	0	30	0	0	0
<i>Gymnodinium simplex</i>	<i>Gs</i>	0	0	0	0	90	0	0
<i>Gymnodinium sp 1</i>	<i>Gsp</i>	0	0	30	120	120	0	0
<i>Gymnodinium catenatum</i>	<i>Gc</i>	0	0	0	30	0	0	0
<i>Gyrodinium spirale</i>	<i>Gs</i>	0	150	60	0	0	0	30
<i>Heterocapsa triquetra</i>	<i>Ht</i>	0	0	0	0	30	0	0
<i>Katodinium glaucum</i>	<i>Kg</i>	60	60	300	0	0	120	30
<i>Micracanthodinium claytonii</i>	<i>Mc</i>	90	30	30	90	90	90	90
<i>Peridiniella catenata</i>	<i>Pc</i>	0	30	0	0	0	0	0
<i>Prorocentrum micans</i>	<i>Pm</i>	270	60	210	30	90	0	0
<i>Protoperidinium steinii</i>	<i>Ps</i>	0	0	0	0	0	0	30
<i>Pyrophacus horologicum</i>	<i>Ph</i>	780	60	480	150	30	300	240
<i>Scrippsiella group</i>	<i>Sg</i>	120	90	90	60	0	90	330
<i>Scrippsiella hangoei</i>	<i>Sh</i>	870	390	570	540	90	180	330
<i>Spirodinium fusus</i>	<i>Sf</i>	870	60	660	270	60	120	330
<i>Trodinium robustum</i>	<i>Tr</i>	0	60	210	150	60	90	60
<i>Warnowia sp</i>	<i>Wsp</i>	0	0	0	0	0	0	30
<i>Bacteriastrum delicatulum</i>	<i>Bd</i>	0	0	0	90	150	0	30
<i>Navicula sp</i>	<i>Nasp</i>	30	90	0	270	0	0	0
<i>Neocalyptrella robusta</i>	<i>Nr</i>	0	30	0	0	0	0	0
<i>Cerataulina pelagica</i>	<i>Cp</i>	0	30	30	0	0	0	0
<i>Chaetoceros sp</i>	<i>Chsp</i>	0	0	0	0	0	270	30
<i>Coscinodisus granii</i>	<i>Cg</i>	0	0	0	0	30	0	0
<i>Ditylum brightwelli</i>	<i>Db</i>	0	0	0	120	60	0	0
<i>Eucampia zodiacus</i>	<i>Ez</i>	0	0	0	30	30	0	60
<i>Nitzschia sp</i>	<i>Nisp</i>	210	120	540	480	780	600	270
<i>Proboscia alata</i>	<i>Pa</i>	0	0	0	0	30	60	120
<i>Melosira sp</i>	<i>Msp</i>	30	60	60	210	150	150	30
<i>Conocylis striata</i>	<i>Cs</i>	120	30	30	60	30	60	60
<i>Strobilidium neptuni</i>	<i>Sn</i>	0	30	0	0	0	0	0
<i>Strombidium acutum</i>	<i>Sa</i>	0	0	0	30	0	0	0
<i>Strombidium concium</i>	<i>Sc</i>	480		450	30	0	30	0
<i>Laboea strobila</i>	<i>Ls</i>	60	60	150	0	0	0	30
<i>Tintinnopsis rapa</i>	<i>Tr</i>	0	0	0	0	60	0	0
<i>Tintinnopsis sp</i>	<i>Tsp</i>	0	0	0	0	30	0	0
<i>Cymatocylis vanhoeffeni</i>	<i>Cv</i>	0	0	0	60	0	0	0

Annexe 5

Contributions absolues des stations et espèces aux premiers axes de l'AFC réalisée sur la matrice formée de 44 lignes (espèces) et 7 colonnes.

Espèces	Code	F1	F2	F3
<i>Alexandrium affine</i>	<i>Ala</i>	-0,5871	0,1193	0,6044
<i>Alexandrium catenella</i>	<i>Ac</i>	2,3267	0,3532	0,7944
<i>Ceratium furca</i>	<i>Cfur</i>	0,4750	0,1486	-0,4336
<i>Ceratium fusus</i>	<i>Cfus</i>	0,2985	0,0160	-0,0477
<i>Ceratium lineatum</i>	<i>Cli</i>	-0,6933	-0,6053	0,0015
<i>Ceratium longipes</i>	<i>Clo</i>	-0,4800	-2,4334	-1,3873
<i>Ceratium tripos</i>	<i>Ct</i>	-0,9218	0,3905	0,9240
<i>Cochlodinium sp</i>	<i>Csp</i>	2,3267	0,3532	0,7944
<i>Dinophysis rotundata</i>	<i>Dr</i>	0,6095	-1,2778	0,3606
<i>Gymnodinium simplex</i>	<i>Gs</i>	2,3267	0,3532	0,7944
<i>Gymnodinium sp 1</i>	<i>Gsp</i>	1,2296	-0,3857	0,5653
<i>Gymnodinium catenatum</i>	<i>Gc</i>	0,6095	-1,2778	0,3606
<i>Gyrodinium spirale</i>	<i>Gs</i>	-0,4846	-1,3980	-0,8991
<i>Heterocapsa triquetra</i>	<i>Ht</i>	2,3267	0,3532	0,7944
<i>Katodinium glaucum</i>	<i>Kg</i>	-0,4447	0,2098	-0,2396
<i>Micrakanthodinium claytonii</i>	<i>Mc</i>	0,3216	0,1019	-0,2112
<i>Peridiniella catenata</i>	<i>Pc</i>	-0,4800	-2,4334	-1,3873
<i>Prorocentrum micans</i>	<i>Pm</i>	-0,2916	0,0008	0,5254
<i>Protoperidinium steinii</i>	<i>Ps</i>	-0,1202	0,5292	-1,1916
<i>Pyrophacus horologicum</i>	<i>Ph</i>	-0,4151	0,2985	0,0591
<i>Scrippsiella group</i>	<i>Sg</i>	-0,2432	0,0832	-0,6455
<i>Scrippsiella hangoei</i>	<i>Sh</i>	-0,2762	-0,2445	0,0278
<i>Spirodinium fusus</i>	<i>Sf</i>	-0,4119	0,1487	0,2396
<i>Trodinium robustum</i>	<i>Tr</i>	0,1284	-0,1880	-0,1821
<i>Warnowia sp</i>	<i>Wsp</i>	-0,1202	0,5292	-1,1916
<i>Bacteriastrum delicatulum</i>	<i>Bd</i>	1,4824	-0,1709	0,4291
<i>Navicula sp</i>	<i>Nasp</i>	0,2403	-1,4161	0,0006
<i>Neocalyptrella robusta</i>	<i>Nr</i>	-0,4800	-2,4334	-1,3873
<i>Cerataulina pelagica</i>	<i>Cp</i>	-0,5791	-1,1032	-0,4598
<i>Chaetoceros sp</i>	<i>Chsp</i>	0,2707	1,2392	-1,7190
<i>Coscinodisus granii</i>	<i>Cg</i>	2,3267	0,3532	0,7944
<i>Ditylum brightwelli</i>	<i>Db</i>	1,1819	-0,7341	0,5052
<i>Eucampia zodiacus</i>	<i>Ez</i>	0,6739	0,0334	-0,3070
<i>Nitzschia sp</i>	<i>Nisp</i>	0,5487	0,1695	-0,1051
<i>Proboscia alata</i>	<i>Pa</i>	0,3534	0,7294	-1,0753
<i>Melosira sp</i>	<i>Msp</i>	0,6136	-0,1774	-0,1956
<i>Conocylis striata</i>	<i>Cs</i>	-0,0701	0,0652	-0,1266
<i>Strobilidium neptuni</i>	<i>Sn</i>	-0,4800	-2,4334	-1,3873
<i>Strombidium acutum</i>	<i>Sa</i>	0,6095	-1,2778	0,3606
<i>Strombidium concium</i>	<i>Sc</i>	-0,7272	0,2937	0,6177
<i>Laboea strobila</i>	<i>Ls</i>	-0,6315	-0,2422	0,0220
<i>Tintinnopsis rapa</i>	<i>Tr</i>	2,3267	0,3532	0,7944
<i>Tintinnopsis sp</i>	<i>Tsp</i>	2,3267	0,3532	0,7944
<i>Cymatocylis vanhoeffeni</i>	<i>Cv</i>	0,6095	-1,2778	0,3606

Station	Code	F1	F2	F3
Station 1	S1	-0,5505	0,1718	0,3901
Station 2	S2	-0,2866	-1,0707	-0,5857
Station 3	S3	-0,4050	0,0999	0,1975
Station 4	S4	0,3640	-0,5623	0,1522
Station 5	S5	1,3894	0,1554	0,3354
Station 6	S6	0,1876	0,5800	-0,7505
Station 7	S7	-0,0718	0,2328	-0,5031